

UNIVERSIDADE DE LISBOA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE  
DE LISBOA



PARASITISMO GASTROINTESTINAL E RESPIRATÓRIO EM CÃES DE TRABALHO,  
DE COMPANHIA E DE ALOJAMENTOS SEM FINS LUCRATIVOS  
NO DISTRITO DE PORTALEGRE

MARIANA LEITÃO CARVALHO

ORIENTADOR:  
Doutor Helder Carola Espiguiha Cortes

COORIENTADOR:  
Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho



UNIVERSIDADE DE LISBOA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE  
DE LISBOA



PARASITISMO GASTROINTESTINAL E RESPIRATÓRIO EM CÃES DE TRABALHO,  
DE COMPANHIA E DE ALOJAMENTOS SEM FINS LUCRATIVOS  
NO DISTRITO DE PORTALEGRE

MARIANA LEITÃO CARVALHO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da  
Fonseca de Sampaio

VOGAIS:

Doutora Yolanda Maria Vaz  
Doutor Helder Carola Espiguinha Cortes

ORIENTADOR:

Doutor Helder Carola Espiguinha Cortes

COORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

TUTOR:

Dr. Pedro Miguel Mota Alegria



## DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA TESE OU DISSERTAÇÃO

Nome: Mariana Leitão Carvalho

Título da Tese ou Dissertação: Parasitismo gastrointestinal e respiratório em cães de trabalho, de companhia e de alojamentos sem fins lucrativos no distrito de Portalegre

Ano de conclusão (indicar o da data da realização das provas públicas): 2021

Designação do curso de  
Mestrado ou de  
Doutoramento: Medicina Veterinária

Área científica em que melhor se enquadra (assinale uma):

- ☐ Clínica ☐ Produção Animal e Segurança Alimentar  
☐ Morfologia e Função ☒ Sanidade Animal

Declaro sobre compromisso de honra que a tese ou dissertação agora entregue corresponde à que foi aprovada pelo júri constituído pela Faculdade de Medicina Veterinária da ULISBOA.

Declaro que concedo à Faculdade de Medicina Veterinária e aos seus agentes uma licença não-exclusiva para arquivar e tornar acessível, nomeadamente através do seu repositório institucional, nas condições abaixo indicadas, a minha tese ou dissertação, no todo ou em parte, em suporte digital.

Declaro que autorizo a Faculdade de Medicina Veterinária a arquivar mais de uma cópia da tese ou dissertação e a, sem alterar o seu conteúdo, converter o documento entregue, para qualquer formato de ficheiro, meio ou suporte, para efeitos de preservação e acesso.

Retenho todos os direitos de autor relativos à tese ou dissertação, e o direito de a usar em trabalhos futuros (como artigos ou livros).

Concordo que a minha tese ou dissertação seja colocada no repositório da Faculdade de Medicina Veterinária com o seguinte estatuto (assinale um):

1. ☒ Disponibilização imediata do conjunto do trabalho para acesso mundial;
2. ☐ Disponibilização do conjunto do trabalho para acesso exclusivo na Faculdade de Medicina Veterinária durante o período de ☐ 6 meses, ☐ 12 meses, sendo que após o tempo assinalado autorizo o acesso mundial\*;

\* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

Nos exemplares das dissertações de mestrado ou teses de doutoramento entregues para a prestação de provas na Universidade e dos quais é obrigatoriamente enviado um exemplar para depósito na Biblioteca da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa deve constar uma das seguintes declarações (incluir apenas uma das três):

1. É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
2. É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO PARCIAL DESTA TESE/TRABALHO (indicar, caso tal seja necessário, nº máximo de páginas, ilustrações, gráficos, etc.) APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
3. DE ACORDO COM A LEGISLAÇÃO EM VIGOR, (indicar, caso tal seja necessário, nº máximo de páginas, ilustrações, gráficos, etc.) NÃO É PERMITIDA A REPRODUÇÃO DE QUALQUER PARTE DESTA TESE/TRABALHO.

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 14 de Maio de 2021

Assinatura:

Mariana Leitão Carvalho



“O que interessa na vida não é prever os perigos das viagens; é tê-las feito.”  
- Agostinho da Silva





## **Agradecimentos**

Ao Prof. Doutor Helder Cortes, por aceitar orientar o meu estágio e dissertação de mestrado. Por proporcionar a oportunidade de desenvolver o meu trabalho no Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro. Apesar de todas as circunstâncias atípicas que surgiram durante este último ano, obrigada pela ajuda e amizade.

Ao Prof. Doutor Luís Madeira de Carvalho, por coorientar a minha dissertação de mestrado sem qualquer hesitação. Pelo constante apoio e paciência para comigo em todos os momentos. Pela paixão e vocação para ensinar, pilares essenciais para a construção da minha paixão pelo mundo da parasitologia.

Ao Dr. Pedro Alegria e Dr. Marisa Alegria, pela oportunidade de realizar o estágio final no Centro de Saúde Animal. Pela partilha de conhecimento e orientação na formação das minhas competências profissionais. Pela confiança, cuidado e amizade.

À Dr. Ana Isabel Albardeiro, ao Dr. Frederico Miguens e à Enf. Raquel Vieira, por toda a ajuda, amizade e paciência. Pela disponibilidade e partilha de conhecimentos da prática clínica.

À Maria João Vila-Viçosa, responsável técnica do Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, pela ajuda, carinho e companhia imprescindível durante a realização de todo o trabalho laboratorial.

Ao Professor Telmo Nunes, pelo tempo que despendeu comigo, pelo pragmatismo, pela paciência e pelo genuíno gosto em ajudar.

À FMV, aos docentes, funcionários e alunos com quem me cruzei durante 5 anos, pelo impacto que tiveram ao longo do meu percurso académico e pelo contributo para a conclusão desta etapa da minha vida.

À Associação Arronches Adopta e a todos aos donos dos animais, pela disponibilidade e colaboração para a realização deste trabalho.

Aos meus pais, por todas as oportunidades que me proporcionaram. Sem eles nada disto seria possível. Por terem sido a melhor claque que alguma vez podia pedir.

À minha irmã, por acreditar sempre em mim, mesmo quando eu duvidava. Somos dois gomos da mesma clementina.

Ao António, por realçar as minhas qualidades e atenuar os meus defeitos. Pelo amor, companheirismo e segurança que me transmitiu todos os dias ao longo deste processo.

Às minhas amigas e aos meus amigos, aos de sempre como aos que ganhei ao longo da minha vida académica, por terem feito parte do meu percurso. Em especial, à Maria e à Marta, que mostraram constantemente o arco-íris nos meus dias mais cinzentos.

Ao avô Quim e à Professora Lourdes, que estiveram sempre comigo.

## Resumo

Apesar dos avanços na medicina de animais de companhia através da identificação e conhecimento de espécies parasitárias e da utilização de anti-helmínticos adequados, não se deve desvalorizar o aumento da incidência de parasitas zoonóticos, outrora mais frequentes, mas cujo risco para a saúde pública persiste no tempo.

Este trabalho teve como objetivos a pesquisa e estudo da prevalência de parasitas gastrointestinais e respiratórios em cães de trabalho, de companhia e de alojamentos sem fins lucrativos, no distrito de Portalegre, Portugal. Sendo expectável encontrar *Echinococcus granulosus* e outros cestodes, *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina*.

Foram recolhidas noventa e três amostras fecais e vinte e nove amostras de sangue. As primeiras foram analisadas através do método de flutuação de Willis, método de sedimentação modificado, método de Baerman modificado e adaptado e, quando necessário, coprocultura. Com as amostras de sangue, foi possível elaborar esfregaços, os quais foram corados pelo método de Giemsa, para rastreio de hemoparasitas.

A prevalência global de parasitismo gastrointestinal foi de 14,0%. Os parasitas gastrointestinais observados nas amostras foram *Uncinaria stenocephala* (10,8%); *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Cystoisospora canis*, *Giardia* sp. e *Alaria alata*, cada uma destas espécies enumeradas estava presente em 1,1% dos animais. Não se detetou a presença de cestodes nem de parasitas cardiopulmonares, através dos métodos coprológicos utilizados. Nenhum dos animais com infeção parasitária detetada apresentava sinais clínicos de parasitose.

Em relação às amostras sanguíneas, não se observaram hemoparasitas. No entanto, três animais da amostra estavam infetados com *Leishmania* sp.

No presente trabalho encontrou-se uma baixa percentagem de parasitismo gastrointestinal, tanto globalmente como por grupo, inclusive nos cães de alojamentos sem fins lucrativos. Estes resultados podem ser indicativos de uma maior sensibilização dos detentores dos animais e funcionários, que seguem as recomendações médico-veterinárias, através da adoção de profilaxia regular para controlo das parasitoses e da redução de comportamentos de risco, tais como acesso a carne e vísceras cruas, para além da remoção de fezes em espaços públicos, o que reduz a contaminação ambiental.

Destaca-se ainda o facto de se ter encontrado o parasita *Alaria alata* num dos animais e o potencial zoonótico que este pode representar.

**Palavras-chave:** parasitas gastrointestinais, cães, zoonoses, Portalegre, Portugal.



## Abstract

Despite the progress in Small Animal Medicine through the identification and knowledge of parasitic species and use of anthelmintics, should not devalue the increased incidence of zoonotic parasites that nowadays are less common, but still a persistent menace in Public Health.

The purpose of the present study was the detection of gastrointestinal and cardiorespiratory parasites and their prevalence in working dogs, pet dogs and shelter dogs in Portalegre, Portugal. Eggs from *Echinococcus granulosus* and other cestodes, *Toxocara canis* and *Toxascaris leonina* were some of the expected parasites to be present in fecal samples.

Ninety-three fecal samples and twenty-nine blood samples were collected. The first ones were analyzed by Willis flotation, modified sedimentation, modified and adapted Baermann and coproculture when it was required. Blood smears were performed from blood samples, and stained with Giemsa method for the screening of haemoparasites.

The global prevalence of gastrointestinal parasites was 14.0% and the coprological methods showed the following species: *Uncinaria stenocephala* (10.8%), *Toxocara canis* (1.1%), *Toxascaris leonina* (1.1%), *Cystoisospora canis* (1.1%), *Giardia* sp. (1.1%) and *Alaria alata* (1.1%). There were not found cestodes species neither cardiopulmonary parasites. None of the animals with a positive sample showed clinical signs indicative of parasite infection

Regarding the blood samples, haemoparasites were not detected. However, three dogs had *Leishmania* sp. infection.

The present study shows a low prevalence of gastrointestinal parasites, not only in the total sample but also in each group, including the dogs from the shelter. These results can be indicative of an increasing awareness of owners and employees, who follow veterinarian's suggestions, through adoption of regular parasite control measures and reduction of risk behaviours, such as the access by dogs to raw meat. Beyond the removal of faeces from public places, that reduces environmental contamination.

Furthermore, the *Alaria alata* detection should be highlighted for the zoonotic potential that the parasite may represent.

**Key-words:** gastrointestinal parasites, dogs, zoonosis, Portalegre, Portugal



## Índice

Agradecimentos .....	vii
Resumo .....	ix
Abstract .....	xi
Índice de Figuras.....	xvii
Índice de Gráficos .....	xvii
Índice de Tabelas.....	xvii
Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos.....	xix
<b>1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular .....</b>	<b>1</b>
<b>1.1. Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro DMV-UEVORA .....</b>	<b>1</b>
<b>1.2. Centro de Saúde Animal - Portalegre.....</b>	<b>1</b>
<b>2. Introdução .....</b>	<b>2</b>
<b>3. Protozoários .....</b>	<b>5</b>
<b>3.1. <i>Cystoisospora</i> spp. ....</b>	<b>5</b>
3.1.1. Identificação .....	5
3.1.2. Ciclo de vida .....	6
3.1.3. Sinais clínicos .....	6
3.1.4. Diagnóstico .....	6
3.1.5. Tratamento e Prevenção .....	7
3.1.6. Saúde Pública .....	7
<b>3.2. <i>Giardia duodenalis</i> (sinónimo de <i>G. lamblia</i> ou <i>G. intestinalis</i>) .....</b>	<b>7</b>
3.2.1. Identificação .....	7
3.2.2. Ciclo de vida .....	8
3.2.3. Sinais clínicos .....	9
3.2.4. Diagnóstico .....	9
3.2.5. Tratamento e Prevenção .....	10
3.2.6. Saúde Pública .....	11
<b>3.3. <i>Leishmania</i> spp. ....</b>	<b>11</b>
3.3.1. Identificação .....	11
3.3.2. Ciclo de vida .....	12
3.3.3. Sinais clínicos .....	13
3.3.4. Diagnóstico .....	14
3.3.5. Tratamento e Prevenção .....	14
3.3.6. Saúde Pública .....	15
<b>4. Nematodes .....</b>	<b>17</b>
<b>4.1. <i>Toxocara canis</i> .....</b>	<b>17</b>
4.1.1. Identificação .....	17
4.1.2. Ciclo de vida .....	17
4.1.3. Sinais Clínicos .....	18
4.1.4. Diagnóstico .....	19
4.1.5. Tratamento e Prevenção .....	19
4.1.6. Saúde Pública .....	20
<b>4.2. <i>Toxascaris leonina</i>.....</b>	<b>20</b>
4.2.1. Identificação .....	20
4.2.2. Ciclo de vida .....	21

4.2.3.	Sinais clínicos .....	21
4.2.4.	Diagnóstico .....	21
4.2.5.	Tratamento e Prevenção .....	21
4.2.6.	Saúde Pública .....	22
<b>4.3.</b>	<b><i>Ancylostoma caninum</i> .....</b>	<b>22</b>
4.3.1.	Identificação .....	22
4.3.2.	Ciclo de vida .....	23
4.3.3.	Sinais Clínicos .....	24
4.3.4.	Diagnóstico .....	25
4.3.5.	Tratamento e Prevenção .....	25
4.3.6.	Saúde Pública .....	26
<b>4.4.</b>	<b><i>Uncinaria stenocephala</i> .....</b>	<b>27</b>
4.4.1.	Identificação .....	27
4.4.2.	Ciclo de vida .....	27
4.4.3.	Sinais clínicos .....	27
4.4.4.	Diagnóstico .....	28
4.4.5.	Tratamento e Prevenção .....	28
4.4.6.	Saúde Pública .....	28
<b>5.</b>	<b>Trematodes .....</b>	<b>29</b>
<b>5.1.</b>	<b><i>Alaria alata</i> .....</b>	<b>29</b>
5.1.1.	Identificação .....	29
5.1.2.	Ciclo de vida .....	30
5.1.3.	Sinais clínicos .....	31
5.1.4.	Diagnóstico .....	31
5.1.5.	Tratamento e Prevenção .....	32
5.1.6.	Saúde Pública .....	32
<b>6.</b>	<b>Objetivos .....</b>	<b>33</b>
<b>7.</b>	<b>Materiais e Métodos .....</b>	<b>33</b>
7.1.1.	Seleção e caracterização dos locais de colheita .....	33
7.1.2.	Seleção dos animais da amostra em estudo .....	34
7.1.3.	Colheita, transporte e processamento das amostras .....	34
7.1.4.	Método de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco .....	35
7.1.5.	Método de sedimentação modificado e adaptado (Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, Universidade de Évora) .....	35
7.1.6.	Método de Baermann modificado e adaptado (Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, Universidade de Évora) .....	36
7.1.7.	Coprocultura (Técnica de Roberts e O'Sullivan) .....	36
7.1.8.	Esfregaço de sangue .....	37
7.1.9.	Processamento e análise dos dados .....	37
<b>8.</b>	<b>Resultados .....</b>	<b>38</b>
<b>8.1.</b>	<b>Estudos de parasitas gastrointestinais .....</b>	<b>38</b>
8.1.1.	Caraterização da amostra .....	38
8.1.2.	Resultados de pesquisa de parasitas .....	42
8.1.3.	Resultados por parasita .....	44
8.1.4.	Análise de fatores associados ao parasitismo gastrointestinal .....	48
<b>8.2.</b>	<b>Estudos dos parasitas sanguíneos .....</b>	<b>50</b>
8.2.1.	Caraterização da amostra .....	50
8.2.2.	Presença de hemoparasitas .....	50
<b>9.</b>	<b>Discussão .....</b>	<b>52</b>
<b>9.1.</b>	<b>Caraterização da amostra .....</b>	<b>52</b>



9.2.	Resultados Globais .....	54
9.3.	Nematodes Gastrointestinais .....	55
9.4.	Protozoários Gastrointestinais .....	58
9.5.	Trematodes Gastrointestinais .....	60
9.6.	Cestodes Gastrointestinais .....	62
9.7.	Parasitas sanguíneos .....	63
10.	Conclusões .....	65
11.	Bibliografia.....	67
12.	Anexos .....	76
	Anexo I – Ovos de <i>Toxocara canis</i> (100x) (original) .....	76
	Anexo II – Ovos de <i>Toxascaris leonina</i> (100x) (original).....	76
	Anexo III – Tabela de prevalências de <i>Alaria alata</i> em cães em diferentes países.....	77
	Anexo IV – Tabela de prevalência de <i>Ancylostoma caninum</i> em cães em diferentes países .....	78
	Anexo V – Tabela de prevalências de <i>Cystoisospora</i> spp. em cães em diferentes países...	81
	Anexo VI – Tabela de prevalências de <i>Giardia</i> spp. em cães em diferentes países.....	84
	Anexo VII – Tabela de prevalência de <i>Leishmania</i> spp. em cães em diferentes países. ....	86
	Anexo VIII – Tabela de prevalência de <i>Toxascaris leonina</i> em cães em diferentes países .	88
	Anexo IX – Tabela de prevalência de <i>Toxocara canis</i> em cães em diferentes países .....	90
	Anexo X – Tabela de prevalência de <i>Uncinaria stenocephala</i> em cães em diferentes países .....	94
	Anexo XI – Modelo do questionário preenchido pelos detentores dos animais.....	96
	Anexo XII – Esquema de desparasitação individual de cães de acordo com as linhas orientadoras da ESCCAP (ESCCAP 2020).....	97



## Índice de Figuras

Figura 1 – Oocisto de <i>Cystoisospora</i> sp. (400x) (original) .....	5
Figura 2 – Ciclo de vida de <i>Giardia duodenalis</i> .....	9
Figura 3 – Ciclo de vida de <i>Leishmania</i> spp.....	13
Figura 4 – Ciclo de vida de <i>Toxocara canis</i> .....	18
Figura 5 – Ciclo de vida de <i>Ancylostoma caninum</i> .....	24
Figura 6 – Ovo da família Ancylostomatidae (400x) (original).....	28
Figura 7 – Ovo de <i>Alaria alata</i> (400x) (original).....	30
Figura 8 – Ciclo de vida de <i>Alaria alata</i> .....	31

## Índice de Gráficos

Gráfico 1 – Gráfico de barras da distribuição dos cães por concelho .....	38
---	----

## Índice de Tabelas

Tabela 1 – Prevalências e intervalos de confiança dos parasitas observados (n=93). 42	
Tabela 2 – Prevalência dos parasitas gastrointestinais observados nas amostras dos 3 grupos de cães .....	42
Tabela 3 – Prevalência do parasitismo gastrointestinal por intervalos de idade.....	43
Tabela 4 – Prevalência do parasitismo gastrointestinal por concelho.....	43
Tabela 5 – Prevalência do parasitismo gastrointestinal de acordo com a última desparasitação interna .....	43
Tabela 6 – Prevalência dos parasitas observados na amostra em estudo .....	45
Tabela 7 – Comparação das médias das medições (em $\mu\text{m}$ ) das L3 obtidas a partir de cultura pura de <i>Uncinaria stenocephala</i> .....	47
Tabela 8 – Análise estatística dos fatores associados ao parasitismo gastrointestinal	49



## **Lista de Abreviaturas, Siglas e Símbolos**

CSA – Centro de Saúde Animal

cm – centímetro

DAT – *Direct agglutination test*

DFAT – *Direct fluorescent antibody test*

DIF – *Direct Immunofluorescence*

DMV-UEVORA – Departamento de Medicina Veterinária da Universidade de Évora

EDTA – *Ethylene-diamine-tetraacetic acid*

ELISA – *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

HD – Hospedeiro definitivo

HI – Hospedeiro intermediário

ICT – *Immunochromatographic tests*

ICF – *Immunocytofluorescence*

IC 95% – Intervalo de confiança de 95%

IFAT – *Indirect fluorescent antibody test*

L1/L2/L3/L4/L5 – Larvas de nematode de 1º, 2º, 3º, 4º e 5º estágio

LMC – Larva Migrante Cutânea

LMN – Larva Migrante Neurológica

LMO – Larva Migrante Ocular

LMV – Larva Migrante Visceral

mg – miligrama

ml – mililitro

mm – milímetro

MOC – Microscópio Ótico Composto

n – Tamanho da amostra

PCR – *Polymerase Chain Reaction*

UE – União Europeia

VIH – Vírus da Imunodeficiência Humana

WB – *Western Blot*

°C – Graus Celsius

µm – micrómetro



## **1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular**

O estágio curricular da autora realizou-se no Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade de Évora (DMV-UEVORA) e no Centro de Saúde Animal (CSA) em Portalegre. Durante os períodos de 7 de outubro de 2019 a 6 de março de 2020 e de 6 de julho de 2020 a 9 de agosto de 2020 foram realizadas colheitas de amostras de fezes e sangue, bem como recolha de dados necessários para a realização desta dissertação no CSA e também no canil municipal de Portalegre, com a devida autorização da câmara municipal para as colheitas.

### **1.1. Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro DMV-UEVORA**

A autora desta dissertação teve a oportunidade de acompanhar o funcionamento do Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, enquanto foi realizado o processamento e análise das amostras de fezes e de sangue, no qual realizou 120 horas de estágio. As amostras foram coletadas de cães seguidos no CSA Portalegre, tanto animais de companhia como de trabalho, de cães que se encontravam no Canil da Câmara Municipal de Portalegre e na Associação de Proteção Animal Arronches Adopta, no concelho de Arronches.

### **1.2. Centro de Saúde Animal - Portalegre**

A obtenção de amostras para a realização deste trabalho decorreu aquando da realização do estágio realizado neste local, com a carga horária de cerca de 32 horas semanais, perfazendo o total de 664 horas de estágio.

A possibilidade de colher amostras de cães seguidos pelo CSA permitiu à autora consolidar e adquirir mais conhecimento tanto na área de animais de companhia como na área de espécies pecuárias.

Enquanto estagiária, participou em tarefas diárias tanto no consultório de pequenos animais, nomeadamente nas consultas de profilaxia, consultas de primeira e segunda opinião, urgências, reavaliações, pré e pós cirurgia, internamentos, cirurgias, ecografias e radiografias, como nos serviços de sanidade animal, clínica médica e cirúrgica e assistência reprodutiva prestados aos produtores/explorações de espécies pecuárias.

## 2. Introdução

“O aumento do número de animais de companhia motiva novas preocupações socioeconómicas, médico-veterinárias e de saúde pública a nível global” (Szwabe e Błaszowska 2017, p. 245, tradução livre).

O crescimento populacional provoca redução de espaços verdes, obrigando os detentores a passear com os seus cães em espaços públicos, tais como parques e praias e, também o acesso destes espaços por parte de animais errantes. A falta de desparasitação de cães e a não remoção das fezes leva à permanente contaminação destes locais com formas de desenvolvimento exógeno dos seus parasitas gastrointestinais (Felsmann et al. 2017). A importância destes parasitas prende-se não só com os efeitos adversos dos mesmos nos animais, como também com o seu potencial zoonótico (Moudgil et al. 2016). Por sua vez, “o declínio dos habitats de animais silvestres e a falta de controlo populacional dos mesmos resulta numa maior aproximação à população humana” (Gałęcki et al. 2015, p.105, tradução livre). Para além de espécies selvagens, como javalis e veados, serem hospedeiros reservatórios de parasitas potencialmente transmissíveis a humanos, a animais de companhia e a animais de produção, a sua migração para a proximidade de zonas urbanas constitui um risco adicional, visto que podem contaminar água, alimentos e solo com oocistos ou ovos de parasitas (Gałęcki et al. 2015), tal como com bactérias e vírus com grande impacto na saúde humana e animal.

Para além disso, tem-se vivido em vários países da Europa a grande problemática do aumento do número de animais errantes, devido ao facto do número/casuística dos canis e abrigos ser o mesmo para um aumento progressivo de cães e gatos abandonados, o que impossibilita a recolha de todos estes animais, sendo estes vistos como um importante risco de saúde pública, por constituírem fonte de zoonoses (Szwabe e Błaszowska 2017) e pela ocorrência de ataques a rebanhos e humanos.

A revista Veterinária Atual contactou vários médicos veterinários que exercem prática em diferentes cidades portuguesas, de forma a averiguar os parasitas mais frequentes. Algumas espécies referidas eram parasitas gastrointestinais como *Giardia* spp., *Toxocara* spp., *Trichuris* spp., *Dipylidium caninum*, parasitas cardiopulmonares (*Angyostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*, *Dirofilaria immitis*), ectoparasitas e espécies transmissíveis por vetores como *Leishmania infantum*. Para além do conhecido impacto da globalização e da deslocação dos animais entre países, os médicos veterinários contactados referiram que as prevalências dos parasitas tenderão a aumentar muito fruto das alterações climáticas (Pinto 2019). O estudo de Ferreira et al. (2017) e o de Otero et al. (2018) registaram contaminação do



solo de parques públicos da Grande Lisboa, respetivamente por ovos de ancilostomatídeos e por ovos de *Toxocara* spp., que representam elevado risco não só para os animais de companhia como para os seres humanos. Estes resultados indicam que os parques públicos possam ter um papel preponderante na perpetuação das infeções parasitárias e que devem ser tomadas medidas de sensibilização, implementação de estratégias de combate e realização de mais estudos de prevalência ambiental destes parasitas em Portugal.

O Despacho nº 1254/2020 estabelece as normas técnicas de execução regulamentar do Programa Nacional de Luta e Vigilância Epidemiológica da Raiva Animal e Outras Zoonoses, através da campanha de vacinação antirrábica e do controlo e vigilância de outras zoonoses. Nas áreas das Direções de Serviços de Alimentação e Veterinária das Regiões do Alentejo e do Algarve, das Divisões de Alimentação e Veterinária de Castelo Branco e da Guarda e nos concelhos de Vinhais e de Mação é administrada sob controlo do médico veterinário responsável, uma dose de comprimidos antiparasitários contra *Echinococcus granulosus*, sendo fornecida ao seu detentor uma segunda dose para administração posterior, conforme indicação do médico veterinário. Durante a mesma campanha, quando o médico veterinário responsável suspeitar de doença contagiosa com potencial zoonótico, como leishmaniose, sarnas e dermatofitoses, deverá exercer a sua função no controlo de zoonoses, notificando os detentores dos animais para a realização obrigatória de testes de diagnóstico das doenças anteriormente referidas e o seu tratamento, quando aplicável.

O uso de desparasitantes, tanto para endoparasitas como ectoparasitas, como método de profilaxia, é essencial para o controlo de parasitas endémicos, emergentes ou reemergentes (Matos et al. 2015). Porém, o largo espetro de ação dos antiparasitários usados atualmente, a sua facilidade de obtenção em várias formulações, em combinação com a ideia de que os parasitas gastrointestinais não causam grande preocupação (Traversa 2012), leva a que o diagnóstico passe para segundo plano. A escolha e utilização destes desparasitantes permite a manutenção do estado hígido dos animais sem ser necessário saber qual ou quais os parasitas que afetam o animal em determinado momento (Alho et al. 2010). Como Traversa (2012) afirma, a população em geral acaba por minimizar a importância destes parasitas, prejudicando a ação do médico veterinário no controlo parasitário.

Apesar das doenças parasitárias serem frequentemente desvalorizadas, a desparasitação tem-se adaptado como resposta a um maior entendimento do potencial epidemiológico, patológico e zoonótico dos parasitas e, como consequência, os protocolos de desparasitação sofreram uma grande evolução nos últimos vinte anos,

passando a frequência de desparasitação de uma a duas para quatro vezes por ano (Alho et al. 2010).

Tendo em conta todas as considerações anteriores, as amostras foram colhidas no distrito de Portalegre, que no seu território contém zonas mais urbanas e outras mais rurais, incluindo áreas protegidas, como o Parque Natural da Serra de São Mamede e Zonas de Proteção Especial. A existência destes três tipos de área e consequente interação das mesmas, através dos cães de companhia, dos de trabalho e dos errantes, que tanto podem surgir nas zonas urbanas como nas rurais, assim como a aproximação de espécies silvestres, tanto para o homem como para os seus animais, motivou o interesse na realização desta dissertação.

Este trabalho teve como objetivos a pesquisa e estudo da prevalência de parasitas gastrointestinais e respiratórios em cães de trabalho, de companhia e de alojamentos sem fins lucrativos, no distrito de Portalegre, Portugal. Sendo expectável encontrar *Echinococcus granulosus* e outros cestodes, *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina*. Nos próximos capítulos será apresentada uma revisão sobre os principais parasitas com interesse para este trabalho, os materiais e métodos, incluindo a seleção de animais e os métodos de coprologia utilizados, e serão descritos nos resultados os parasitas detetados e prevalências obtidas. O trabalho terá, ainda, uma discussão dos resultados e culminará com as conclusões da investigação levada a cabo pela autora.

### 3. Protozoários

#### 3.1. *Cystoisospora* spp.

##### 3.1.1. Identificação

Este protozoário faz parte da família Eimeridae (Taylor et al. 2007) e existem quatro espécies que parasitam cães: *Cystoisospora canis*, *C. ohiensis*, *C. burrowsi* e *C. neorivolta*. As três últimas formam o complexo de *Cystoisospora ohiensis* (Dubey 2009), sendo que não é possível distingui-las através da morfologia do oocisto.

O tamanho de oocistos de *Cystoisospora canis* é cerca de 37 µm por 30 µm, enquanto que o tamanho do complexo *C. ohiensis* é cerca de 25 µm por 20 µm (Saari et al. 2019).

Cada oocisto não esporulado contém uma só célula. Por outro lado, o oocisto infetante contém dois esporocistos, cada um deles com quatro esporozoítos (Saari et al. 2019).

A sua distribuição é mundial e afeta principalmente ninhadas e animais jovens (Datz 2011).

O período pré-patente de *C. canis* é de 10 a 12 dias e de *C. ohiensis* é de 6 a 7 dias (Buehl et al. 2006). O período patente de *C. canis* é de 7 a 18 dias (Mitchell et al. 2007).



Figura 1 – Oocisto de *Cystoisospora* sp. (400x) (original)

### **3.1.2. Ciclo de vida**

O modo de infecção é através da ingestão de oocistos esporulados, na água ou alimentos contaminados ou, ainda, através do consumo de hospedeiros paraténicos, nomeadamente roedores (Datz 2011).

O cão ingere os oocistos esporulados. Estes, quando atingem o intestino, libertam esporozoítos que penetram nas células epiteliais do mesmo, ocorrendo infecção de mais células epiteliais do intestino, através da reprodução assexuada do parasita (merogonia/esquizogonia), que leva à formação de esquizontes com inúmeros merozoítos no seu interior (Saari et al. 2019). Nos enterócitos também ocorre reprodução sexuada, isto é, gametogonia, através da produção de gametócitos que tanto originam gâmetas femininos (macrogametócitos) como masculinos (microgâmetas), resultando na formação de oocistos não esporulados (Saari et al. 2019).

No ambiente, os oocistos sofrem esporulação ao fim de poucos dias, consoante as condições, sendo que a temperaturas superiores a 20 °C necessitam apenas de 48 horas para se tornar infetantes para novos hospedeiros (Saari et al. 2019).

### **3.1.3. Sinais clínicos**

Sinais clínicos podem preceder a eliminação de oocistos nas fezes (Mitchell et al. 2007), tais como: vômito, diarreia moderada a grave, e raramente hemorrágica, anorexia, depressão, desidratação, podendo culminar em morte, no caso de animais gravemente afetados ou em situações de elevado *stress* (Datz 2011). Estes são consequência da destruição do epitélio, reduzindo a capacidade de absorção da superfície intestinal (Saari et al. 2019).

Se o animal for reinfetado elimina menos oocistos e não apresenta sinais clínicos (ESCCAP 2018).

### **3.1.4. Diagnóstico**

Os oocistos são detetados através de coprologia, pelo método de flutuação. De modo a facilitar a identificação da espécie em causa, deve-se colocar os oocistos não esporulados numa placa de Petri com dicromato de potássio, para acelerar a esporulação (Saari et al. 2019).

### **3.1.5. Tratamento e Prevenção**

Tanto os animais parasitados, como os animais que estiveram em contacto com os primeiros, devem fazer tratamento o mais cedo possível, de forma a minimizar os danos provocados no epitélio intestinal (Saari et al. 2019).

Segundo as linhas orientadoras da ESCCAP (2018), a administração única de 9-20 mg/kg de toltrazuril ou de 2,5-5 mg/kg de diclazuril pode reduzir significativamente a eliminação de oocistos. Durante o período pré-patente, previne a eliminação de oocistos e a diarreia nas ninhadas afetadas. Para cães com coinfeção de coccídeos e nematodes está indicada a combinação de toltrazuril e emodepside (9 mg/kg e 0,45 mg/kg, respetivamente). A terapia de suporte pode ser necessária em casos mais graves, através de uma dieta que facilite a digestão, com ou sem a inclusão de probióticos (Datz 2011), hidratação do animal e, se houver suspeita de infeção bacteriana secundária, deverá proceder-se à inclusão de antibioterapia (Saari et al. 2019).

Também se recomenda a eliminação de fatores de *stress*, nomeadamente sobrepopulação, transporte, má nutrição, infeções concomitantes com outras espécies de parasitas e, manter uma boa higiene do ambiente em que os animais vivem, pois poderá reduzir ou mesmo eliminar a infeção (Datz 2011). As fezes devem ser recolhidas, as superfícies precisam de ser limpas, desinfetadas e deixadas a secar na totalidade para reduzir a sobrevivência dos oocistos. Tendo em conta que estes são muito resistentes aos desinfetantes mais comuns, é importante referir a prática da limpeza mecânica e da limpeza a vapor de água com pressão (Saari et al. 2019).

Quem lida com ninhadas deve manter boas práticas de higiene, de modo a prevenir a infeção dos cães a partir das instalações do canil (Saari et al. 2019).

### **3.1.6. Saúde Pública**

As espécies de *Cystoisospora* spp. que parasitam os cães não têm importância do ponto de vista zoonótico, visto que não se reconhece potencial de infeção para o Homem (ESCCAP 2018).

## **3.2. *Giardia duodenalis* (sinónimo de *G. lamblia* ou *G. intestinalis*)**

### **3.2.1. Identificação**

Os protozoários do género *Giardia* pertencem à família Hexamitidae (Adam 2001), têm uma distribuição mundial (Taylor et al. 2007) e podem assumir duas formas: trofozoíto e quisto (Lappin 2013). Os trofozoítos têm uma forma piriforme com simetria bilateral, possuem dois núcleos, uma ventosa na porção dorsal e oito flagelos (Taylor et

al. 2007), sendo encontrados desde o duodeno ao íleo (Lappin 2013). No entanto, são raramente observados nas fezes e são sensíveis às alterações ambientais, e talvez por isso, não estão geralmente associados à transmissão entre animais (Lappin 2013).

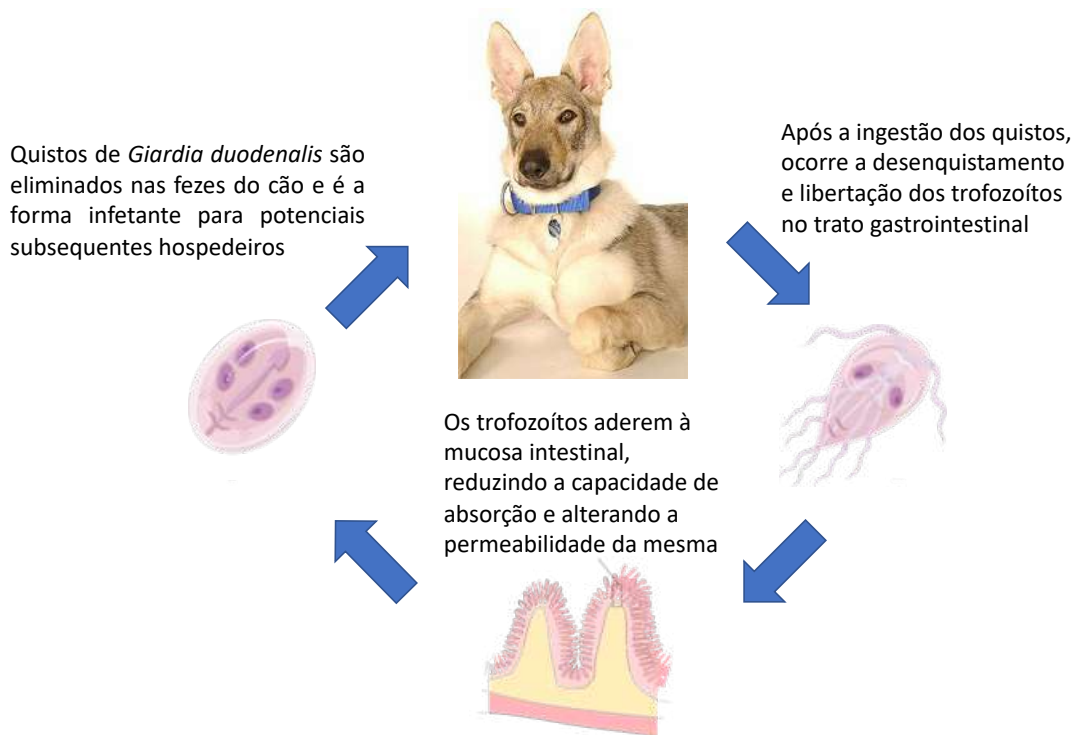
Os quistos têm forma ovoide, sem flagelos, quatro núcleos e medem 8 a 15 µm por 7 a 10 µm (Saari et al. 2019). Estes são resistentes fora do hospedeiro, sobrevivendo em ambiente fresco e húmido. Porém, suscetíveis de sofrer dissecação num ambiente seco e quente (Lappin 2013).

*Giardia duodenalis* (sinónimo de *G. lamblia* ou de *G. intestinalis*) é detetado principalmente em mamíferos (ASP [s.d.]) e tem oito genótipos conhecidos, do A ao H (ESCCAP 2018). Nos cães é mais comum identificar os genótipos C e D, no entanto já foram detetados os genótipos A e B, os mais frequentes em gatos (ESCCAP 2018). Nos humanos, os genótipos mais comuns são o A e o B, o que pode indicar o potencial zoonótico destes genótipos (Eligio-García et al. 2005; ESCCAP 2018). O período pré-patente é de 4 a 12 dias (Lappin 2013) e o período patente pode variar entre várias semanas a meses (ESCCAP 2018).

### **3.2.2. Ciclo de vida**

A transmissão é direta (Kirkpatrick 1987) e ocorre através de água, alimentos ou ambiente contaminado (Mohamed et al. 2013) (Figura 2). Os quistos são ingeridos e condições como a diferença entre o pH do estômago e do duodeno (Nemzek et al. 2015) bem como a presença dos sais biliares e das enzimas pancreáticas estimulam o desenquistamento e a libertação dos trofozoítos (Lappin 2013; ASP [s.d.]).

Quando os trofozoítos passam pelo colón transformam-se em quistos não flagelados (ASP [s.d.]). Cada quisto maduro contém dois trofozoítos, sendo esta a forma infetante. Embora os trofozoítos também possam ser eliminados nas fezes, principalmente nas diarreicas, não têm a mesma capacidade de infeção e morrem rapidamente (Bowman 2014).



**Figura 2 – Ciclo de vida de *Giardia duodenalis***

As imagens utilizadas foram obtidas através do Microsoft Powerpoint® e estão ao abrigo da CC BY-SA.

### **3.2.3. Sinais clínicos**

Os trofozoítos ao aderirem à mucosa intestinal provocam a redução da capacidade de absorção intestinal e a alteração da permeabilidade, contribuindo para uma má absorção de hidratos de carbono e outros nutrientes, o que resulta em diarreia, que tanto pode ser aguda, crónica ou periódica (Saari et al. 2019), esteatorreia, perda de peso (Kirkpatrick 1987) e desidratação (Raza et al. 2018).

Os sinais clínicos surgem em animais imunocomprometidos, como cachorros com outras infeções concomitantes ou em animais com funções com elevado nível de *stress*, como cães de trenó (ESCCAP 2018). As infeções subclínicas são frequentes, maioritariamente em cães adultos, em particular animais com história de infeção por *Giardia* sp. (Kirkpatrick 1987).

### **3.2.4. Diagnóstico**

Os meios de diagnóstico para infeções por *Giardia* sp. são os seguintes: exame citológico, método de flutuação, *Direct Immunofluorescence* (DIF), *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay* (ELISA) e *Polymerase Chain Reaction* (PCR) (Lappin 2013). É recomendável realizar coprologia a três amostras de fezes consecutivas para confirmar o diagnóstico, dado que os quistos são eliminados nas fezes de forma intermitente (Taylor et al. 2007).

### 3.2.5. Tratamento e Prevenção

Os cães que apresentam sinais clínicos e resultado positivo para testes de presença de quistos ou antígenos de *Giardia* sp., devem ser tratados. Animais com diarreia persistente, sem outra etiologia identificada, devem ser testados novamente (ESCCAP 2018).

Em ambientes de alto risco, como abrigos ou canis de criação, principalmente com alta incidência de diarreia em cachorros ou onde habitam crianças pequenas e/ou humanos imunocomprometidos, o tratamento é recomendado e devem ser implementadas medidas de higiene (Lappin 2013).

Segundo Lappin (2013) o principal objetivo do tratamento é a cessação dos sinais clínicos e não a eliminação completa do agente. Pode ser usado febendazol (Panacur®) administrando 50 mg/kg por via oral uma vez ao dia, durante três a cinco dias, que pode ser repetido após duas semanas se ocorrerem sinais clínicos. O metronidazol (Metrobactin®) também pode ser usado através da administração de 25 mg/kg por via oral duas vezes por dia ou 50 mg/kg uma vez por dia, licenciado na maioria dos países europeus para cães e gatos (ESCCAP 2018). Outra opção é administrar em comprimido combinado contendo febantel, embonato de pirantel e praziquantel (Endogard® Plus) na dose padrão de desparasitação (15,0 mg/kg de febantel, 14,4 mg/kg embonato de pirantel, 5,0 mg/kg de praziquantel) por via oral uma vez ao dia durante três dias, licenciado para cães na maioria dos países europeus e países fora da União Europeia (ESCCAP 2018).

As linhas orientadoras da ESCCAP (2018) recomendam que seja feito um controlo terapêutico aproximadamente cinco dias após o fim do tratamento. Se a amostra permanecer positiva e se os sintomas clínicos persistirem, o tratamento deve ser continuado.

É importante informar o detentor de que as recorrências são possíveis, ou até prováveis, e que podem ocorrer imediatamente após o tratamento, que pode não ter tido sucesso devido à existência de coinfeções bacterianas ou outras doenças intercorrentes, ou remoção incompleta do parasita após o tratamento. Por isso, para o sucesso do tratamento, é necessário adotar medidas adicionais de higiene e prevenção, tais como: dar banhos com champô de clorexidina (ESCCAP 2018); para eliminar formas infetantes das instalações, proceder à limpeza a vapor de água com pressão ou utilização de compostos de amónio quaternário no local onde o animal vive e deixar secar completamente (Lappin 2013); o uso de utensílios limpos para alimentação e água; remoção e eliminação adequada das fezes e higiene pessoal como pré-requisitos para evitar reinfeções e novas infeções (Saari et al. 2019).



As linhas orientadoras da ESCCAP (2018) aconselham a realização de testes de coproantígenos em animais que possam vir a ser utilizados para reprodução ou que irão ser introduzidos em domicílios com outros animais de livres de infeção.

### **3.2.6. Saúde Pública**

Nos seres humanos, a infeção por *Giardia* sp. pode ser assintomática ou resultar em doença gastrointestinal aguda ou crónica, sendo que as crianças pequenas e os indivíduos imunodeficientes têm maior probabilidade de apresentar sinais clínicos (Lappin 2013).

Como foi mencionado acima, os seres humanos raramente são infetados por *G. duodenalis* de genótipo C e D, que parasitam os cães, assim, animais saudáveis que apresentam um resultado positivo para *Giardia* provavelmente não representam riscos significativos à saúde humana, se os membros da família também forem saudáveis (Lappin 2013). Todavia, em casos em que membros da família e os seus animais de estimação apresentem infeção por *Giardia* sp. é aconselhável o detentor do animal consultar um médico (ESCCAP 2018).

## **3.3. *Leishmania* spp.**

### **3.3.1. Identificação**

O género *Leishmania* inclui protozoários pertencentes à família Trypanosomatidae, sendo endémico em vários países, com distribuição a nível mundial (países do Mediterrâneo, Ásia, África, América Central e do Sul) (Saari et al. 2019).

Os parasitas deste género são difásicos, porque necessitam de dois hospedeiros para completar o ciclo de vida: um hospedeiro invertebrado onde se desenvolve a forma promastigota extracelular e um hospedeiro vertebrado onde se observa a forma amastigota intracelular (Solano-Gallego et al. 2009).

Os hospedeiros invertebrados são flebótomos do género *Phlebotomus*, nomeadamente *Phlebotomus ariasi*, *P. perniciosus* (estas duas espécies as mais relevantes em Portugal), *P. longcuspis*, *P. chinensis*, *P. mongolensis* e *P. caucasi* nos países mediterrânicos e, do género *Lutzomyia*, como *Lutzomyia longipalpis* e *L. evansi* na América Central e do Sul (Taylor et al. 2007). As fêmeas são hematófagas e é através da picada na pele do hospedeiro vertebrado que adquirem e transmitem *Leishmania* spp.

Todas as espécies de *Leishmania* têm como hospedeiros vertebrados homeotérmicos, principalmente mamíferos, sendo os mais comuns o Homem, cães e roedores (ASP [s.d.]). A espécie mais relevante no Velho Mundo (Eurásia e África) é

*Leishmania infantum*, sendo sinónimo de *L. chagasi* na América Central e do Sul (Solano-Gallego et al. 2009).

O cão é o principal reservatório urbano para a infeção de *L. infantum* nos seres humanos (Taylor et al. 2007).

No interior dos macrófagos dos mamíferos, o parasita tem uma forma redonda ou oval, medindo 1,5 a 3 µm por 2,5 a 6,5 µm com um núcleo grande e um cinetoplasto em forma de bastonete associado a um flagelo rudimentar (Taylor et al. 2007).

Na sua forma promastigota, o parasita é alongado, possui um flagelo bem desenvolvido e núcleo central, tem 15 a 30 µm de comprimento e cerca de 5 µm de espessura (Saari et al. 2019).

Este parasita não só danifica a válvula estomodeal como bloqueia o trato digestivo do flebótomo com o gel secretado pela forma promastigota, tendo como principal componente protofosfoglucano filamentoso (Rogers e Bates 2007). Através destes dois mecanismos impede que o hospedeiro invertebrado se sinta saciado e consequentemente, aumenta a probabilidade de transmissão a hospedeiros vertebrados (Saari et al. 2019).

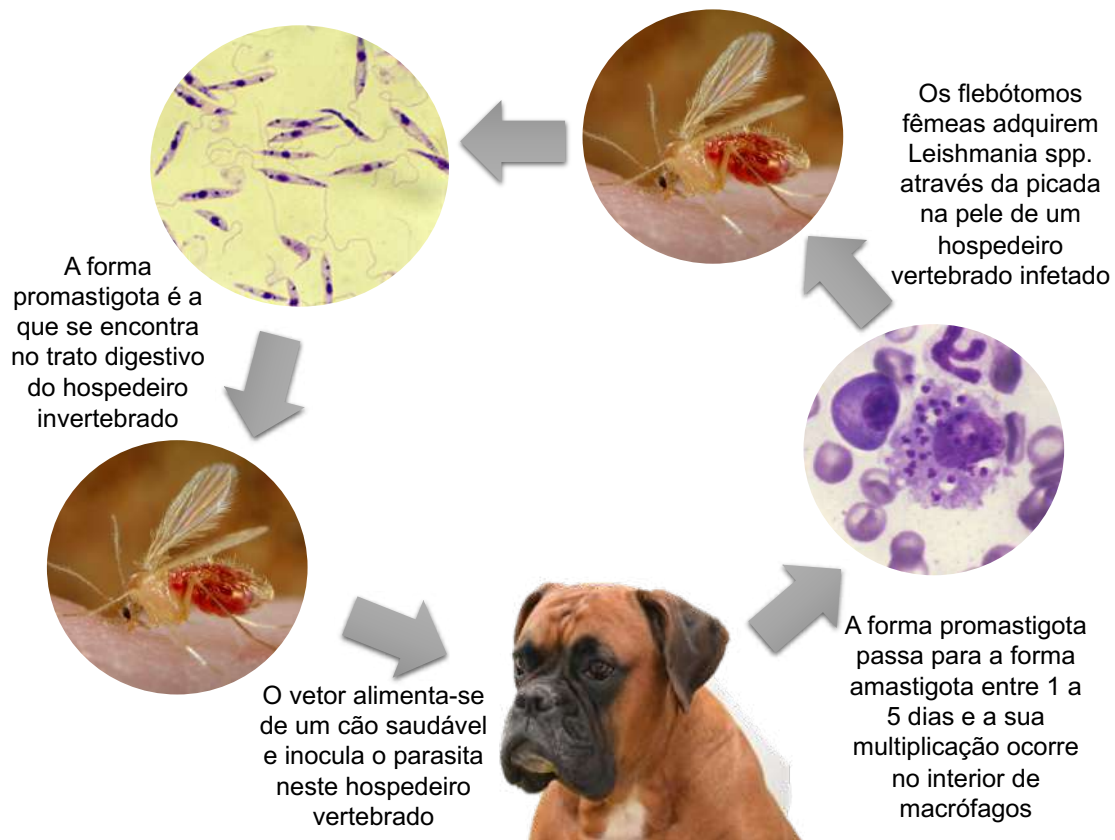
A saliva do flebótomo em conjunto com o gel produzido por *Leishmania* sp., interferem com o sistema imunitário do mamífero, impedindo que os macrófagos apresentem os antígenos do parasita aos linfócitos T e bloqueando a ação de moléculas importantes (Saari et al. 2019).

### **3.3.2. Ciclo de vida**

O vetor adquire *Leishmania* spp. quando se alimenta de um animal infetado. O parasita é encontrado na forma promastigota no trato digestivo do hospedeiro invertebrado onde se reproduz por divisão binária, de seguida migra para a probóscide do vetor, que posteriormente pode inocular o parasita num novo hospedeiro vertebrado (Taylor et al. 2007). A forma promastigota passa para forma amastigota no intervalo de tempo de 1 a 5 dias (Saari et al. 2019). No interior dos macrófagos do hospedeiro vertebrado, o protozoário multiplica-se até provocar a lise celular do macrófago, promovendo a infeção de mais macrófagos (Saari et al. 2019) (Figura 3).

O cão também pode ser infetado através de transfusão de sangue, transmissão venérea e transmissão transplacentária (Taylor et al. 2007). Existem ainda outras formas de transmissão por confirmar, tais como transmissão por dentada ou ferida entre cães e transmissão através de ixodídeos ou espécies da ordem Siphonaptera (Solano-Gallego et al. 2011).

De acordo com o estudo de Solano-Gallego et al. (2000) o cão de raça *Ibizan Hound*, em português Podengo Ibicenco, tem maior resistência à infecção por *Leishmania* spp. em comparação com outras raças, desenvolvendo uma forte resposta imunitária celular. Em oposição, cães de determinadas raças como Pastor Alemão, Rottweiler, Cocker Spaniel ou Boxer, são mais suscetíveis de desenvolver doença (Saari et al. 2019).



**Figura 3 – Ciclo de vida de *Leishmania* spp.**

**As imagens utilizadas foram obtidas através do Microsoft Powerpoint® e estão ao abrigo da CC BY-SA.**

### 3.3.3. Sinais clínicos

O período de incubação varia entre três meses a vários anos (ESCCAP 2012), dependendo de fatores como a raça, idade e antecedentes genéticos (Solano-Gallego et al. 2011) mas a maioria dos cães são portadores assintomáticos (Solano-Gallego et al. 2001).

A leishmaniose canina é uma doença sistêmica que pode envolver qualquer órgão, tecido ou fluido corporal (Solano-Gallego et al. 2011) e pode-se manifestar sob a forma cutânea ou forma visceral (Saari et al. 2019). Os cães infectados podem apresentar diferentes sinais clínicos: gerais, cutâneos, oculares (blefarite, queratoconjuntivite) e

outros, tais como lesões ulcerativas ou nodulares mucocutâneas e das mucosas, epistaxe, claudicação, miosite atrófica dos músculos mastigadores, vasculopatias e alterações nervosas (Solano-Gallego et al. 2011).

Os sinais cutâneos em zonas como as orelhas, focinho, em redor dos olhos, codilho ou curvilhão (Saari et al. 2019) são frequentemente observados no exame físico do animal, nomeadamente dermatite esfoliativa associada ou não a alopecia, dermatite nodular, dermatite papular, onicogribose, bem como outros sinais generalizados, como linfadenomegália generalizada, perda de peso, polidipsia e poliúria, alteração do apetite, vômito e diarreia (Solano-Gallego et al. 2011).

Solano-Gallego et al. (2011) indicam como principal causa de mortalidade em cães com leishmaniose a insuficiência renal crónica, que se desenvolve com a progressão da doença.

De modo a melhorar o controlo da progressão desta doença parasitária através de um tratamento mais específico e apropriado, o grupo *LeishVet* propôs o a classificação da leishmaniose em 4 estádios clínicos, tendo em conta a serologia, os sinais clínicos e os resultados laboratoriais (Solano-Gallego et al. 2011).

#### **3.3.4. Diagnóstico**

O diagnóstico não serve apenas para confirmar a infeção em cães sintomáticos. Além disso, tem importância epidemiológica, já que permite detetar a infeção em cães assintomáticos e por sua vez, reduzir a probabilidade de transmissão do parasita. As técnicas de diagnóstico incluem: serologia quantitativa, através de *Indirect fluorescent antibody test* (IFAT) e ELISA; serologia qualitativa através de *Immunochromatographic tests* (ICT); PCR; citologia/histopatologia e cultura de *Leishmania* spp. (Solano-Gallego et al. 2011).

#### **3.3.5. Tratamento e Prevenção**

Os princípios ativos mais utilizadas no tratamento da leishmaniose canina são antimoniato de meglumina, miltefosina e alopurinol (Solano-Gallego et al. 2011).

Os cães podem apresentar efeitos adversos derivados do tratamento, sendo por isso essencial conhecê-los para não confundir com sinais de progressão da doença.

De acordo com Miró et al. (2008) deve-se continuar a investigar e desenvolver novos princípios ativos com a finalidade de atingir a remissão dos sinais clínicos e a eliminação da infeção.

Como tratamento adjuvante pode-se utilizar imunomoduladores, como a domperidona, antagonista do receptor da dopamina D2, ou um Agregado Proteico de Anidrido de

Magnésio-Fosfolinoleato-Palmitoleato, cuja utilização tem como objetivo a melhoria clínica, a redução das doses do tratamento e, conseqüentemente, redução da probabilidade de resistências e dos efeitos adversos. A domperidona é o único princípio ativo que se pode usar na imunoterapia atualmente (Miró et al. 2017).

As vacinas atualmente registradas para uso veterinário não previnem a infecção, mas reduzem a probabilidade de desenvolvimento de sinais clínicos, servindo deste modo como medida de controle da doença (Miró et al. 2017). A vacinação deve ser avaliada pelo veterinário caso a caso, tendo em conta cada paciente, as suas características e o nível de compromisso do respetivo detentor para cumprir o programa vacinal. Na Europa, as vacinas licenciadas são a Canileish® e a Letifend® (Miró e López-Vélez 2018).

Segundo a World Health Organization (2010) a ocorrência de leishmaniose visceral zoonótica era justificação para a eutanásia de cães abandonados ou errantes. No entanto, Miró et al. (2017) e Vaz et al. (2020) afirmaram mais recentemente que esta medida de controlo não é eficaz. Para reduzir a probabilidade de infecção deve-se evitar a utilização de cães infetados para fins reprodutivos ou como dadores de sangue e evitar a deslocação dos mesmos para zonas não endémicas, mas onde o hospedeiro invertebrado possa estar presente (Miró et al. 2008).

A utilização de inseticidas tópicos serve como medida de prevenção da infecção e de controlo do vetor, através da aplicação cutânea de unção punctiforme, de pulverização ou até de componentes naturais, porém a forma como estes últimos atuam contra os flebótomos é praticamente desconhecida (Miró et al. 2017). Outras medidas de controlo do vetor são: utilização de redes nas habitações impedindo a entrada dos flebótomos, destruição de locais propícios para o desenvolvimento do vetor e manter os animais de estimação abrigados entre o anoitecer e o amanhecer, períodos de tempo em que o vetor se encontra mais ativo e procura realizar a sua refeição (Miró et al. 2017).

### **3.3.6. Saúde Pública**

A leishmaniose é uma zoonose, o Homem também pode ser infetado através da picada do vetor. São várias as espécies conhecidas de *Leishmania* capazes de causar doença nos seres humanos. A doença pode manifestar-se de diferentes formas: visceral, cutânea localizada ou difusa e mucocutânea (Gramiccia e Gradoni 2005).

A leishmaniose visceral resulta da infecção de *L. infantum*, ocorre mais frequentemente em crianças e em indivíduos imunocomprometidos, nomeadamente infetados com o vírus da imunodeficiência humana (VIH), podendo ser fatal. Em relação à leishmaniose cutânea, esta é causada por várias espécies de *Leishmania*, no Velho

Mundo por *Leishmania major*, *L. aethiopica* e *L. infantum*, enquanto que, no Novo Mundo pela infecção por *L. braziliensis*, *L. lainsoni*, *L. peruviana*, *L. mexicana* e *L. infantum*, entre outras (Gramiccia e Gradoni 2005).

É recomendável que parasitologistas, médicos veterinários, profissionais de saúde pública, organizações ambientais e detentores de cães se mantenham informados acerca do risco de leishmaniose zoonótica pois, para um futuro promissor do controlo da leishmaniose, é essencial cooperação de todos (Miró et al. 2008).

## **4. Nematodes**

### **4.1. *Toxocara canis***

#### **4.1.1. Identificação**

*Toxocara canis* está presente em populações de cães e raposas por todo o mundo (ESCCAP 2020). Este nematode faz parte da família Toxocaridae, na qual também se incluem espécies como *Toxocara cati* (gato e outros felídeos) e *Toxascaris leonina* (canídeos e felídeos, domésticos e silvestres) (Bowman 2014).

Os adultos são esbranquiçados, apresentam uma boca trilabiada, um bulbo esofágico glandular situado na junção do esôfago com o intestino (Bowman 2014) e um par de asas cervicais, estreitas e semi-lanceoladas (Alho et al. 2010). Os machos medem entre 4 e 10 cm, têm um pequeno apêndice terminal e duas espículas por vezes salientes. As fêmeas medem entre 5 a 18 cm de comprimento (Saari et al. 2019).

Os ovos (Anexo I) têm uma forma esférica de 75 a 90 µm, com uma casca espessa e mamilonada e o conteúdo é não segmentado (Alho et al. 2010). Estes são bastante resistentes, podem sobreviver em condições ambientais menos favoráveis e demoram três a seis semanas a tornarem-se ovos embrionados (Raza et al. 2018).

De acordo com o ESCCAP (2020), o período pré-patente varia tendo em conta a forma de infeção: 16 a 21 dias após a infeção pré-natal, 27 a 35 dias após a infeção galatogénica e 32 a 39 dias após a ingestão de ovos. O período patente é cerca de 4 a 6 meses.

#### **4.1.2. Ciclo de vida**

Existem quatro formas de possível infeção: direta através da ingestão de ovos embrionados, pré-natal/transplacentária ou pós-natal/galatogénica, e indireta, através da ingestão de hospedeiros paraténicos, nomeadamente aves e roedores (Alho et al. 2010) (Figura 4) ou através da ingestão de carne crua ou com insuficiente processamento térmico, não inviabilizando formas larvares (ESCCAP 2020).

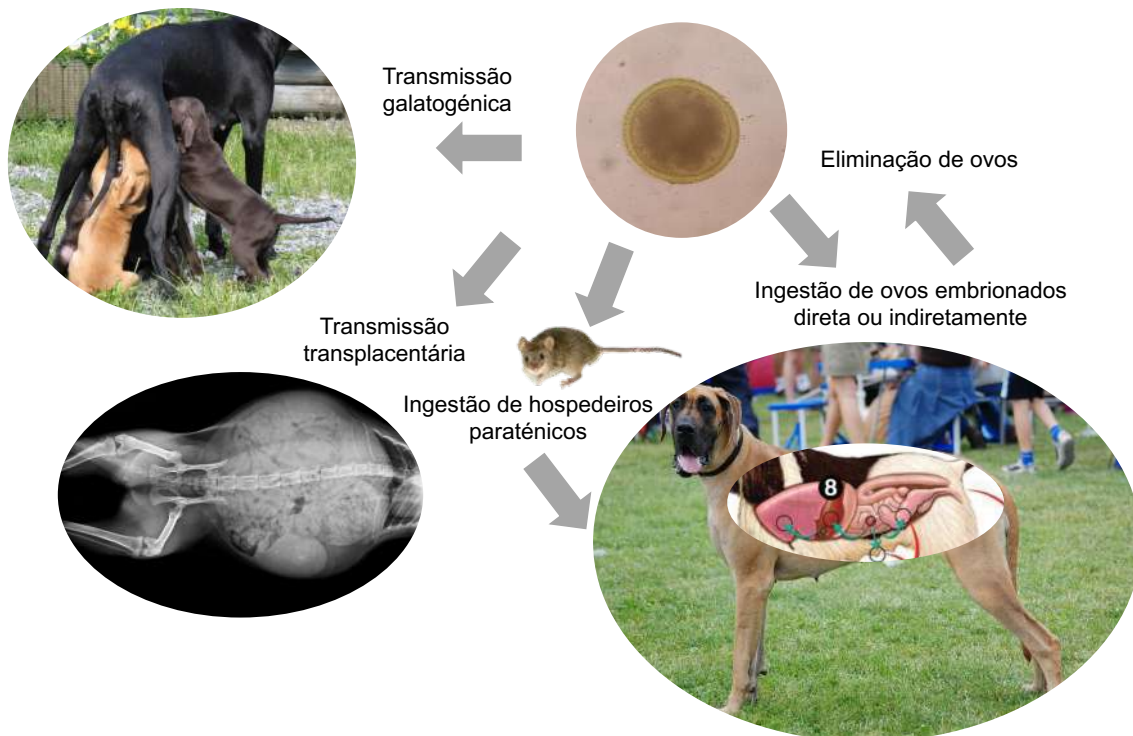
Na primeira, os ovos embrionados eliminados nas fezes são ingeridos e, dentro de cerca de duas a quatro horas, eclodem no duodeno, libertando larvas (Strube et al. 2013) que realizam diferentes migrações, dependendo da idade do animal. Em cachorros com menos de 16 semanas de vida ocorre principalmente migração entero-hepato-pneumo-traqueo-enterica, em que a larva migra para o fígado, deste para o coração, de seguida para os pulmões e trato respiratório até atingir a faringe (Saari et al. 2019). As larvas são deglutidas e chegam novamente ao intestino ao fim de sete a quinze dias de migração (Sprent 1958), onde atingem o estado adulto (Saari et al. 2019).

No caso de cães adultos, é mais frequente ocorrer migração somática (Figura 5), em que as larvas não penetram pelo trato respiratório, mas deslocam-se para diferentes partes do corpo do animal (Saari et al. 2019), permanecendo num estado de hipobiose durante meses a anos em órgãos tais como, pulmões, fígado, rins, útero, glândulas mamárias e musculatura esquelética (Alho et al. 2010).

A migração somática também ocorre em hospedeiros não canídeos, que atuam como hospedeiros paraténicos (Strube et al. 2013).

A infecção pré-natal ocorre quando cadelas grávidas estão infetadas com larvas de *T. canis* nos tecidos somáticos, que são reativadas após o 42º dia de gestação e migram para o útero infetando os fetos em desenvolvimento (Datz 2011).

A infecção pós-natal ocorre quando as larvas reativadas, que migram para as glândulas mamárias, são excretadas pelo leite materno e ingeridas pela ninhada (Datz 2011).



**Figura 4 – Ciclo de vida de *Toxocara canis***

O ponto 8 exemplifica a migração somática do parasita no cão adulto.

As imagens utilizadas foram obtidas através do Microsoft Powerpoint® e estão ao abrigo da CC BY-NC-ND.

#### **4.1.3. Sinais Clínicos**

Nos cachorros o parasitismo tende a ser mais forte, podendo estes apresentar sinais clínicos de natureza respiratória, como tosse e sons estertores, sinais gastrointestinais, nomeadamente vômito, diarreia, letargia, perda de peso e abdómen



distendido e, conseqüentemente complicações: pneumonia, obstrução intestinal, intussusceção, peritonite, podendo culminar em morte (Saari et al. 2019).

As larvas que migram pelo fígado, pulmões e outros órgãos ocasionalmente provocam danos nos tecidos (Datz 2011).

Em cães adultos é mais comum ocorrer uma infecção subclínica e, por isso, torna-se difícil determinar se o animal está infetado, a menos que sejam realizados exames fecais regulares (ESCCAP 2020).

#### **4.1.4. Diagnóstico**

O diagnóstico é feito através da observação de ovos nas fezes por técnicas coprológicas e se necessário, por PCR. É possível encontrar as formas larvares migratórias de *T. canis* em amostras histológicas, amostras de lavagem broncoalveolar ou observá-las em endoscopia (Saari et al. 2019).

#### **4.1.5. Tratamento e Prevenção**

Seguindo as linhas orientadoras da ESCCAP (2020), os cachorros devem ser tratados com anti-helmínticos adequados a partir dos catorze dias de idade. O tratamento deve ser repetido de quinze em quinze dias até duas semanas após o desmame e, de seguida, tratamentos mensais até os seis meses de idade. Para reduzir a transmissão para os cachorros, pode-se administrar às fêmeas grávidas lactonas macrocíclicas no 40º e 55º dia de gestação ou administrar febendazol diariamente a partir do 40º dia de gestação até dois dias após o parto. As cadelas que amamentam devem ser tratadas em simultâneo com a sua ninhada, pois geralmente reativam a infecção no período de periparto e pós-parto.

A ESCCAP (2020) também aconselha para animais adultos uma avaliação de risco individual, para determinar se o tratamento anti-helmíntico é necessário e com que frequência. A recomendação geral é fazer o tratamento pelo menos 4 vezes por ano. Como alternativa a tratamentos repetidos em animais adultos, os exames coprológicos podem ser realizados em intervalos adequados, seguidos de tratamento anti-helmíntico, quando necessário. Deve-se ter em atenção que, em caso de resultados negativos, não se pode afirmar com 100% de certeza que um animal não está infetado, porque pode-se tratar de infecção pré-patente ou de uma situação em que o número de ovos excretados está abaixo do limite de deteção do método utilizado para o efeito.

As medidas preventivas aconselhadas aos donos incluem: alimentar os animais de estimação com alimentos cozinhados ou preparados (evitar dietas cruas e comportamentos de predação); remover as fezes do animal durante os passeios em

zonas públicas; remover as fezes na sua propriedade idealmente todos os dias; praticar boa higiene pessoal ao manusear animais e resíduos, o que é particularmente importante para crianças e outros indivíduos de alto risco (Saari et al. 2019).

#### **4.1.6. Saúde Pública**

*Toxocara canis* é responsável por provocar Larva Migrante Visceral (LMV), Larva Migrante Ocular (LMO), também conhecida por toxocarose ocular e Larva Migrante Neurológica (LMN) ou neurotoxocarose no ser humano (Saari et al. 2019).

A infecção pode ocorrer como resultado da ingestão acidental de ovos infetantes provenientes do ambiente e, mais raramente, através da ingestão de vegetais contaminados ou de potenciais hospedeiros paraténicos mal confeccionados, tais como cabrito, coelho e galinha (Magnaival et al. 2001). Foi indicada a possibilidade de ocorrer outra forma de transmissão ao Homem, através do contacto direto com cães que tenham ovos embrionados no pelo (Raza et al. 2018). Ainda assim, é improvável, tendo em conta que os ovos de *T. canis* estão fortemente aderentes ao pelo do animal e nem todos são viáveis. Os ovos, como já foi referido, necessitam de cerca de três a seis semanas para serem infetantes (Raza et al. 2018), fora o facto de que seria necessário um ser humano ingerir vários gramas de pelo para causar infecção (Traversa 2012).

A LMV é mais frequente em crianças entre os dois e os sete anos de idade, com histórico de geofagia e exposição a cachorros em casa, cujos sinais clínicos incluem dor abdominal, apetite diminuído, febre, tosse e hepatomegalia. Enquanto que, a LMO é mais comum em crianças mais velhas e adultos jovens e provoca perda de visão, sendo típico o seu carácter unilateral (Magnaival et al. 2001).

Dado o risco zoonótico, detentores, familiares, médicos veterinários e outros que lidam com os animais não devem negligenciar as medidas anteriormente referidas.

### **4.2. *Toxascaris leonina***

#### **4.2.1. Identificação**

*Toxascaris leonina* é um nematode que, como já foi dito, faz parte da família Toxocaridae, que afeta cão, gato, canídeos e felídeos silvestres, mais frequente em climas mais frios (Saari et al. 2019) e tem menos relevância a nível clínico que *T. canis* (Zajac e Conboy 2012).

Este parasita não possui bulbo esofágico glandular, as asas cervicais são lanceoladas, as fêmeas medem cerca de 10 cm e os machos 7 cm de comprimento e, estes últimos não possuem o apêndice digitiforme terminal, que é possível observar na cauda dos machos de *T. canis* (Saari et al. 2019).

O tamanho dos ovos (Anexo II) é cerca de 85 µm por 75 µm, tendo estes uma superfície mais lisa e são mais transparentes e ovais que os de *Toxocara* spp. (Saari et al. 2019). Atingem o estado infetante mais rápido, em apenas uma semana (Bowman 2014). O período pré-patente é de 8 a 10 semanas e o período patente de 4 a 6 meses (ESCCAP 2020).

É comum ocorrer coinfeção com *Toxocara canis*, no entanto, *T. leonina* não se transmite por infeção pré-natal/transplacentária ou por infeção pós-natal/galatógena (Zajac e Conboy 2012).

#### **4.2.2. Ciclo de vida**

A infeção desta espécie de ascarídeo ocorre através da ingestão de ovos embrionados ou hospedeiros paraténicos (Bowman 2014). Contrariamente a *Toxocara canis*, *T. leonina* não migra no corpo do hospedeiro definitivo (HD), em vez disso, desenvolve-se na mucosa do intestino delgado (Saari et al. 2019). Os adultos podem ser detetados seis semanas após infeção no interior do intestino (Taylor et al. 2007), onde se reproduzem, e as fêmeas eliminam os ovos, que passam para o ambiente através das fezes do hospedeiro.

#### **4.2.3. Sinais clínicos**

Cachorros com menos de dois meses de idade geralmente não são infetados, tanto devido à forma de transmissão como ao período pré-patente e, raramente pode ser fatal em cães jovens (Saari et al. 2019).

De acordo com Saari et al. (2019), quando surgem sinais clínicos, limitam-se ao trato digestivo, como a diarreia, consequência do dano mecânico dos parasitas adultos, da resposta imunitária associada ou possíveis infeções secundárias.

#### **4.2.4. Diagnóstico**

O diagnóstico é realizado através dos mesmos métodos referidos anteriormente para *T. canis* (Saari et al. 2019).

#### **4.2.5. Tratamento e Prevenção**

Tal como *T. canis*, é possível combater com tratamento anti-helmíntico, nomeadamente com benzimidazóis, pirantel e piperazina (Saari et al. 2019).

Recomenda-se como medidas de prevenção, as mesmas indicadas anteriormente para *Toxocara canis*.

#### 4.2.6. Saúde Pública

Devido ao seu potencial zoonótico (Okulewicz et al. 2012) deve-se ter especial atenção às crianças, devido ao risco de infecção por geofagia (Saari et al. 2019).

### 4.3. *Ancylostoma caninum*

#### 4.3.1. Identificação

Esta espécie faz parte da família Ancylostomatidae, tal como a espécie *Uncinaria stenocephala* (Bowman 2014). São nematodes de tamanho pequeno conhecidos por “vermes em forma de gancho”, tradução de *hookworms* da literatura anglo-saxónica (Alho et al. 2010) e têm como hospedeiros definitivos cães e outros canídeos silvestres, nomeadamente raposas e, ocasionalmente, pode parasitar o Homem (Taylor et al. 2007)

Os parasitas adultos habitam o intestino delgado: as fêmeas de *A. caninum* têm cerca de 15 a 22 mm de comprimento e os machos cerca de 12 mm, estes apresentam uma bolsa copuladora com dois lobos laterais bem desenvolvidos e um lobo dorsal mais curto, e duas espículas com comprimento que varia entre 0,73 e 0,96 mm (Saari et al. 2019).

O parasita *A. caninum* é endémico nos trópicos e nas regiões de clima quente e quando surge noutras regiões é devido à deslocação de cães de zonas endémicas (Taylor et al. 2007).

A cápsula bucal está inclinada para a face dorsal, o que é característico dos ancilostomatídeos, no bordo anterior da cápsula bucal observam-se três pares de ganchos e no bordo ventral dois dentes pequenos (Taylor et al. 2007).

Os ovos medem 56 a 75 µm por 34 a 47 µm, têm forma oval, parede fina e quando são excretados nas fezes têm cerca de dois a oito blastómeros (Taylor et al. 2007).

Segundo Campillo e Vázquez (1999), citado por Alho et al. (2010) as larvas de estágio 3 (L3) têm cerca de 630 µm.

A larva de *A. caninum* não se torna infetante a temperaturas inferiores a 15°C e, tanto os ovos como as larvas, podem ser destruídos através de congelação (Bowman 2014).

O período pré-patente é de 4 a 5 semanas na infecção *per cutem*, enquanto que na *per os* é de 2 a 3 semanas (Alho et al. 2010). O período patente, que se pode prolongar devido ao estado imunitário, vai desde 7 meses a 2 anos (ESCCAP 2020).

#### 4.3.2. Ciclo de vida

Os ovos são eliminados pelas fezes e em condições adequadas demoram cerca de cinco dias a atingir a forma infetante (L3) que tem como possíveis rotas de infeção as seguintes: *per cutem*, *per os*, galatogénica e ingestão de hospedeiro paraténico, tais como roedores (Taylor et al. 2007) (Figura 5).

A infeção através de penetração cutânea ocorre geralmente a partir extremidades do animal, as L3 depois migram pela corrente sanguínea para os pulmões, onde passam para L4 nos brônquios e traqueia, sendo levadas pelo muco traqueo-brônquico até à faringe e depois deglutidas, passando para o intestino delgado onde ocorre a muda final (Taylor et al. 2007). As L3 que não penetram no hospedeiro morrem ao fim de um a dois meses (Alho et al. 2010).

Quando o cão se infeta *per os*, as L3 são ingeridas e podem permanecer no intestino delgado atingindo o estágio adulto após mais duas mudas, ou em alternativa, podem realizar migração semelhante à das L3 que penetram na pele, por perfuração do intestino delgado e migração sistémica (Alho et al. 2010).

A via de infeção galatogénica ocorre quando as L3 que migraram e enquistaram nos músculos, são reativadas e migram para vários tecidos e órgãos, incluindo as glândulas mamárias, infetando os cachorros que ingerem o leite das mães infetadas (Taylor et al. 2007).

Uma cadela infetada consegue propagar *A. caninum* a três ninhadas consecutivas, através do leite (Saari et al. 2019) mas segundo alguns autores, não transmite este parasita por via transplacentária (Taylor et al. 2007).

As larvas de *A. caninum* encontram-se em estado de hipobiose na musculatura do hospedeiro até serem reativadas por vários fatores como gravidez, *stress*, doença ou administração de corticoides (Taylor et al. 2007).

Com a idade, os cães tornam-se mais resistentes aos ancilostomatídeos, mesmo que nunca tenham sido infetados por estes parasitas (Bowman 2014).



**Figura 5 – Ciclo de vida de *Ancylostoma caninum***

As imagens utilizadas foram obtidas através do Microsoft Powerpoint® e estão ao abrigo da CC BY-SA.

#### 4.3.3. Sinais Clínicos

Um nematode adulto alimenta-se de cerca de 0,1 ml de sangue diariamente, logo, cem vermes consomem até 10 ml em apenas 24 horas e deixam à volta de seiscentas lesões que continuam a sangrar, não só porque os parasitas secretam anticoagulantes, mas também pela mudança dos pontos de fixação na mucosa onde se alimentam de sangue (Saari et al. 2019).

Existem quatro formas de doença provocada por *A. caninum*: periaguda, aguda, crónica e secundária (Bowman 2014). A primeira está associada à transmissão galatogénica, os cachorros aparentam estar saudáveis na primeira semana de vida, no entanto o seu estado começa a deteriorar-se rapidamente na segunda semana, sendo possível observar mucosas pálidas e diarreia de cor escura, e o prognóstico é reservado. O tratamento é feito através de transfusões de sangue e de anti-helmínticos, muitas vezes insuficiente para salvar todos os animais (Bowman 2014).

A ancilostomose aguda ocorre em cachorros com mais idade, quando são expostos a um elevado número de larvas infetantes e os sinais clínicos podem preceder a observação de ovos nas fezes, tais como: diarreia e vómitos de cor escura, anemia, fraqueza, apatia, perda de peso. Por oposição, a ancilostomose crónica normalmente é

assintomática (Bowman 2014), mas o estado geral do animal pode deteriorar-se: perde tanto apetite como peso, o pelo apresenta-se seco e sem brilho (Saari et al. 2019). E a ancilostomose secundária surge em cães mais velhos com outros problemas de saúde (Bowman 2014). A infeção por *A. caninum* é geralmente menos grave em cães adultos e a medula óssea é capaz de compensar a perda de sangue por um longo período (Saari et al. 2019).

Os sinais respiratórios resultam da migração de larvas pelo pulmão ou resultado da falta de oxigénio causada pela anemia (Taylor et al. 2007).

As lesões de pele que aparecem nas patas, devido à penetração e migração cutânea das larvas, podem surgir infetadas e ulceradas, principalmente se o cão tiver contactado anteriormente com o parasita (ESCCAP 2020).

#### **4.3.4. Diagnóstico**

O diagnóstico é efetuado através da observação de ovos de ancilostomatídeos em amostras de fezes, utilizando o método coprológico qualitativo de flutuação (Zajac e Conboy 2012). Os ovos de *Ancylostoma* spp. e *Uncinaria* spp. são difíceis de distinguir (ESCCAP 2020), o que suscita dúvida na confirmação da espécie, sendo necessário realizar coprocultura para obtenção, medição e identificação das L3.

#### **4.3.5. Tratamento e Prevenção**

Para tratamento contra nematodes intestinais podem ser utilizados os seguintes princípios ativos: febendazol, febantel, emodepside, pirantel, ivermectina, selamectina, milbemicina oxima e moxidectina (Traversa 2012), porém já foi reportado resistência de *A. caninum* a pirantel (Kopp et al. 2007).

De acordo com o CAPC (2020), a moxidectina está aprovada para ser utilizada contra L4 e adultos jovens de *A. caninum*.

Existem vários protocolos para combater a transmissão galatogénica referidos por Bowman (2014): administração diária de 50 mg/kg de febendazol em cadelas prenhas desde do 14º dia de gestação até ao 14º dia de lactação (Buke e Roberson 1983), duas administrações de 0,5 mg/kg de ivermectina quatro a nove dias antes do parto e dez dias depois (Stoye, Meyer e Schneider 1987) ou através da administração da associação de moxidectina e imidaclopride no 56º dia da gestação (Krämer, Epe e Mencke 2009).

Em animais severamente afetados será necessário tratamento de suporte, através de fluidoterapia, suplementação de ferro, vitamina B12 e dieta rica em proteínas ou até mesmo transfusões de sangue (Bowman 2014).

Para prevenir a ocorrência de *A. caninum* é essencial manter limpo e seco o ambiente em que os animais vivem, considerando que o parasita sobrevive em locais húmidos, pode-se usar borato de sódio para desinfecção, contudo, provoca não só a destruição do parasita como também da vegetação envolvente (Saari et al. 2019). Também se pode pulverizar os pavimentos, jaulas e locais onde os cães habitam com solução de hipoclorito de sódio a 1%, visto que pode matar ou pelo menos induzir a destruição das bainhas das L3, de modo a tornar as larvas mais suscetíveis às condições ambientais (Bowman 2014). Segundo Kalkofen (1971), mencionado por Bowman (2014) o diclorvos, é um organofosforado utilizado como inseticida e larvicida que interfere com o desenvolvimento de larvas de 1º e 2º estágio (L1 e L2) de *A. caninum*.

Deve-se remover sempre que possível as fezes dos animais de canis, quintais, jardins e parques públicos, tanto para prevenção da infeção nos cães como nas crianças.

#### **4.3.6. Saúde Pública**

*Ancylostoma caninum* é um agente zoonótico, responsável pelo Síndrome da Larva Migrante Cutânea (LMC), através da penetração da larva L3 nos pés, por exemplo, sendo conhecido como “Bicho das praias”. Provoca lesões na pele com bastante prurido, que geralmente desaparecem sem tratamento ao fim de alguns meses (Saari et al. 2019). Já se demonstrou que o parasita também pode provocar enterite eosinofílica no Homem (Prociv e Croese 1996).

Em Portugal, casos recentemente reportados foram referentes a pessoas com lesões compatíveis com LMC, que tinham viajado ou provinham de países tropicais. (Macias et al. 2013; Soares et al. 2018).

Para todos os que estão mais em risco, como trabalhadores de canis, criadores de cães, crianças em países tropicais e turistas, é importante implementar medidas preventivas e educação sanitária, que promova a participação de todos na minimização do problema. Nestas medidas inclui-se: impedir o acesso de animais a parques infantis; remover sempre que possível as fezes dos animais dos locais públicos; usar calçado adequado e preferir o uso de esteiras ou cadeiras em vez de toalhas tanto em praias como em solos potencialmente contaminados (Bowman et al. 2010; Macias et al. 2013).



#### **4.4. *Uncinaria stenocephala***

##### **4.4.1. Identificação**

O nematode *U. stenocephala* é conhecido como ancilostomatídeo do Norte, tendo em conta que tolera ambientes mais frios que o *A. caninum* e a sua distribuição geográfica ocorre por toda a Europa (ESCCAP 2020). Para além de cães e outros canídeos silvestres, também gatos e outros felídeos silvestres podem ser hospedeiros definitivos, apesar de ser pouco comum (Saari et al. 2019).

Comparativamente ao *A. caninum* é um parasita com menor comprimento, sendo que as fêmeas variam entre 7 e 12 mm e os machos entre 5 e 8 mm (Saari et al. 2019). Outra característica que o distingue é a cápsula bucal possuir duas lâminas de quitina localizadas ventralmente e um par de dentes sub-ventrais e os ovos medem 65 a 80 µm por 40 a 50 µm (Taylor et al. 2007).

Enquanto *A. caninum* é hematófago, *U. stenocephala* alimenta-se dos constituintes da mucosa intestinal, sendo por isso histófago (ESCCAP 2020).

O período pré-patente é de cerca de 3 a 4 semanas e o período patente, tal como nas infeções por *A. caninum*, varia conforme o estado imunitário do animal (ESCCAP 2020).

##### **4.4.2. Ciclo de vida**

O cão infeta-se ao ingerir L3 ou hospedeiros paraténicos (Zajac e Conboy 2012). Apesar de ser possível penetrarem na pele, como acontece com *A. caninum*, as larvas de *U. stenocephala* que fazem migração cutânea não atingem a forma adulta (Taylor et al. 2007). Este ancilostomatídeo não é transmissível pelo leite nem através da placenta para os fetos (Saari et al. 2019).

##### **4.4.3. Sinais clínicos**

Os cachorros gravemente parasitados podem demonstrar sinais clínicos como diarreia, anorexia, letargia, porque apesar de *U. stenocephala* não ser um hematófago voraz, como *A. caninum*, danifica as vilosidades intestinais, o que origina perda de proteínas através da mucosa (Saari et al. 2019).

Devido à infeção *per cutem*, os cães podem apresentar dermatite nas zonas mais suscetíveis de penetração e migração larvar, como o abdómen ou as patas (Saari et al. 2019), ainda que não ocorra progressão do desenvolvimento do parasita.

#### 4.4.4. Diagnóstico

O diagnóstico também se faz através da observação de ovos nas fezes pelo método de flutuação e identificação das L3 por coprocultura (Saari et al. 2019).

#### 4.4.5. Tratamento e Prevenção

É possível controlar a infecção com anti-helmínticos que contenham embonato de pirantel ou até através de princípios ativos utilizados para a prevenção da dirofilariose, como a ivermectina e pirantel (HeartGard Plus®), aos quais já foi indicada a eficácia contra *U. stenocephala* e *A. braziliense* (Reinemeyer 2016).

Para os ancilostomatídeos, além de tratamento anti-helmíntico regular, são necessárias boas práticas de higiene (Taylor et al. 2007). As larvas infetantes são sensíveis a ambientes secos e à luz solar, por isso é essencial que o cão viva num local limpo e seco para prevenir infecções (Saari et al. 2019).

A dermatite causada pela migração cutânea responde mal ao tratamento mas regride gradualmente, na ausência de reinfeções (Taylor et al. 2007).

#### 4.4.6. Saúde Pública

A migração cutânea tem menos impacto no ciclo de vida de *Uncinaria stenocephala* (ESCCAP 2020), o que pode indicar que este parasita possui menos risco zoonótico que *Ancylostoma* spp.



Figura 6 – Ovo da família Ancylostomatidae (400x) (original)

## 5. Trematodes

### 5.1. *Alaria alata*

#### 5.1.1. Identificação

A espécie *Alaria alata* faz parte da família Diplostomatidae, pertencente da classe Trematoda (Portier et al. 2011), e é a única espécie do género *Alaria* que se conhece no continente europeu (Gavrilović et al. 2019).

Os trematodes têm entre si variabilidade em termos de tamanho, forma e na própria anatomia interna, sendo característico desta classe apresentarem duas ventosas bem desenvolvidas: uma ventosa oral e uma ventosa ventral ou *acetabulum*. *Alaria alata* é uma das espécies que possui mais um órgão de adesão localizado abaixo da ventosa ventral, que garante uma maior aderência à mucosa intestinal (Saari et al. 2019).

O parasita adulto mede entre 2 a 6 mm de comprimento, cranialmente o corpo tem uma forma plana, enquanto que, na porção caudal tem uma forma cilíndrica (Taylor et al. 2007) e é hermafrodita, tendo dois testículos, o mais cranial é de menor tamanho e o mais caudal é em forma de ferradura (Saari et al. 2019).

É possível observar um par de projeções em forma de orelhas, uma de cada lado da ventosa cranial e aglomerados de pequenos espinhos ao longo do tegumento do parasita (Saari et al. 2019).

O termo *alata* significa possuir asas, o que se deve ao facto dos bordos laterais do corpo possuírem saliências ondulantes que criam a imagem de uma concha de metal, tradução de *scoop* da literatura anglo-saxónica (Saari et al. 2019).

Segundo Hiepe (1985) e Lucieus et al. (1988), Möhl et al. (2009) afirma que os ovos medem entre 110 a 140 µm por 70 a 80 µm. Estes possuem um opérculo bem desenvolvido e visível (Saari et al. 2019).

Os hospedeiros definitivos podem ser canídeos, como a raposa, o lobo, o cão mas também felídeos e mustelídeos (Murphy et al. 2012; Gavrilović et al. 2019). O período pré-patente é cerca de 3 semanas (Saari et al. 2019).

Os primeiros hospedeiros intermediários são gastrópodes aquáticos como *Planorbis* spp. e os segundos são sapos e rãs (Taylor et al. 2007). Os sapos, cobras, ratos (Taylor et al. 2007) e até os javalis, podem servir como hospedeiros paraténicos, tendo uma especial importância os últimos porque podem pôr em causa a segurança alimentar e a saúde pública (Portier et al. 2011).



**Figura 7 – Ovo de *Alaria alata* (400x) (original)**

### **5.1.2. Ciclo de vida**

O ciclo de vida destes trematodes é complexo e indireto porque depende da presença de mais do que um hospedeiro intermediário (HI) e condições ambientais específicas para ocorrer (Figura 8).

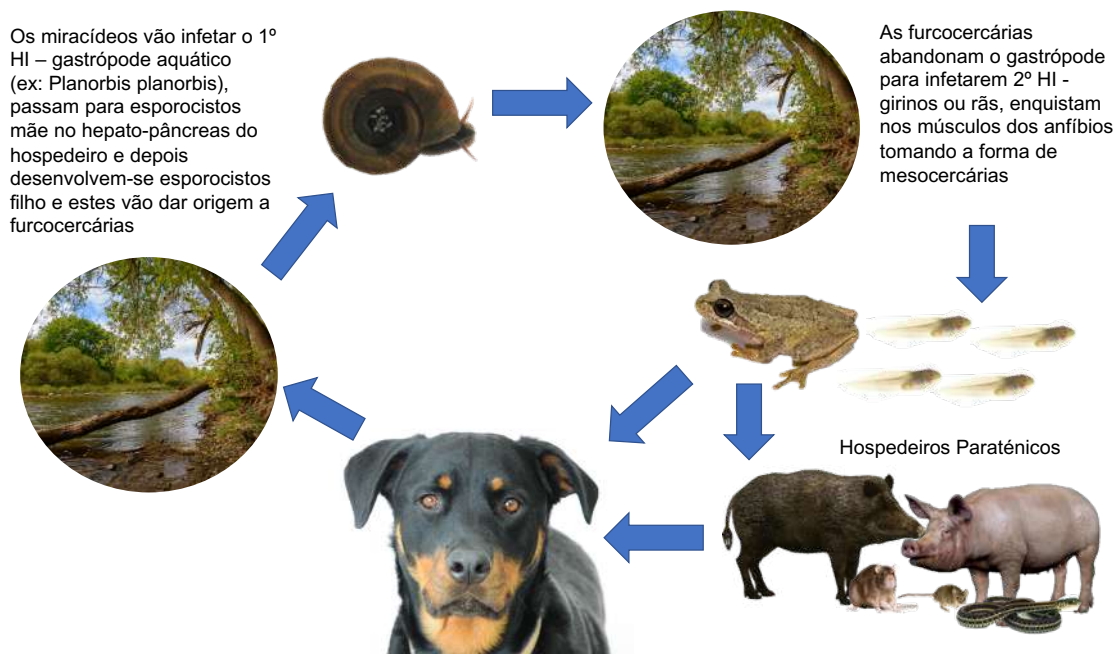
O HD elimina os ovos através das fezes para o ambiente e, ao fim de duas semanas em água doce, eclode um miracídio por ovo. O miracídio vai penetrar no primeiro HI, um gastrópode aquático, como *Planorbis planorbis* ou *Anisus hortex* (Wasiluk 2013). No hepatopâncreas do primeiro HI desenvolvem-se esporocistos mãe por reprodução assexuada, que depois vão dar origem a esporocistos filho. A partir destes últimos formam-se furcocercárias, às quais se dá este nome por serem cercárias com cauda bifurcada, que abandonam o gastrópode para penetrarem no segundo HI, girinos ou rãs, tais como *Rana esculenta*, *R. arvalis* e *R. temporaria* (Wasiluk 2013).

As furcocercárias enquistam nos músculos destes anfíbios formando mesocercárias (Saari et al. 2019) ou podem existir numa forma livre (Wasiluk 2013).

A ocorrência de hospedeiros paraténicos aumenta a probabilidade de o parasita infectar o HD. Se cobras ou ratos ingerirem girinos ou rãs com mesocercárias podem ser, por sua vez, ingeridos pelo HD, nomeadamente raposas ou até cães (Saari et al. 2019). Já no trato digestivo do HD, as mesocercárias desenquistam e migram até à pleura, diafragma e pulmões onde se tornam metacercárias, que são deglutidas e regressam

de novo ao trato digestivo, até atingirem o intestino delgado e amadurecerem para parasitas adultos (Saari et al. 2019).

Shoop e Corkum (1987) reportaram casos de *Alaria* spp. que foram transmitidas através de infecção galatogénica em gatos e roedores (Taylor et al. 2007).



**Figura 8 – Ciclo de vida de *Alaria alata***

As imagens utilizadas foram obtidas através do Microsoft Powerpoint® e estão ao abrigo da CC BY-SA.

### **5.1.3. Sinais clínicos**

A infecção parasitária por este agente geralmente é pautada pela ausência de sinais clínicos (Taylor et al. 2007). No entanto, quando presentes, os mais comuns são: respiratórios, devido à migração do parasita pela pleura, diafragma e pulmões (Saari et al. 2019) e gastrointestinais, causados pela presença do parasita, que provoca irritação, erosão e ulceração da mucosa intestinal, produção excessiva de muco e, raramente, enterite hemorrágica (Taylor et al. 2007).

### **5.1.4. Diagnóstico**

*A. alata* é difícil de diagnosticar na forma larvar, partilhando semelhanças a este nível com *Trichinella spiralis* (Portier et al. 2011). Nas necrópsias é possível observar parasitas adultos (Wasiluk 2013), as larvas através do método de digestão artificial (Portier et al. 2011; Wasiluk 2013) e os ovos através de métodos coprológicos de sedimentação (Saari et al. 2019).

### 5.1.5. Tratamento e Prevenção

Apesar de medicamentos registados para tratamento ou prevenção serem escassos, os princípios ativos recomendados são praziquantel, epsiprantel ou febendazol (Bowman 2014; Saari et al. 2019).

É importante referir que, tendo em conta o ciclo de vida de *A. alata*, o cão só corre o risco de ser infetado pelo parasita se tiver acesso e possibilidade de ingerir hospedeiros intermediários ou hospedeiros paraténicos infetados (Saari et al. 2019). Logo, é de prevenir a ingestão de animais como sapos, rãs, roedores ou cobras por parte destes animais de estimação (Taylor et al. 2007).

### 5.1.6. Saúde Pública

Não existe nenhum caso descrito no Homem no continente europeu, no entanto é possível que *A. alata* provoque doença, tal como acontece com as espécies americanas de *Alaria* (Portier et al. 2011).

Foi descrito por Freeman et al. (1976) um caso fatal em ser humano por infeção de *Alaria americana*, por ingestão de pernas de rã sem suficiente tratamento térmico que inviabilizasse as formas parasitárias. As mesocercárias penetraram pela parede do estômago e atingiram vários órgãos, tanto diretamente como pela circulação sanguínea, nomeadamente cérebro, coração, rins, fígado, pulmões, gânglios linfáticos, medula espinhal, pâncreas e baço (Freeman et al. 1976).

*Alaria* spp. pode causar sinais clínicos como dores musculares, tosse, hemoptise, febre, fraqueza, dor abdominal (Möhl et al. 2009; Wasiluk 2013) sintomas respiratórios e cutâneos, neurorretinite e reações anafiláticas (Saari et al. 2019).

O diagnóstico é difícil porque além da possibilidade de vários órgãos serem afetados em simultâneo, provocando diversos imprecisos sinais clínicos, até à data não foi identificado qualquer sinal patognomónico (Wasiluk 2013).

Também já foi possível detetar a presença de *A. alata* em carcaças de javali inspecionadas e o estudo de Portier et al. (2011) mostrou que o parasita sobrevive pelo menos durante cinco dias na carne congelada.

O aumento de casos em animais silvestres aumenta o risco de alariose em humanos, logo é crucial prevenir, evitando a ingestão de carne de javali, aves silvestres, pernas de rã ou caracóis confeccionados de forma insuficiente para destruir o parasita (Wasiluk 2013).

## **6. Objetivos**

Os objetivos do presente trabalho foram os seguintes:

- Pesquisar e determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais e respiratórios em cães de trabalho, de companhia e de alojamentos sem fins lucrativos, no distrito de Portalegre;
- Analisar os possíveis fatores de risco associados ao parasitismo gastrointestinal, nomeadamente a aptidão do cão, o sexo, a idade, o local de habitação, a data da última desparasitação, a convivência com outros cães, o contacto com ruminantes, o tipo de acesso ao exterior e o hábito de ingestão de vísceras cruas.

## **7. Materiais e Métodos**

### **7.1.1. Seleção e caracterização dos locais de colheita**

Neste trabalho pretendeu-se obter amostras de cães com funções e condições diferentes. Por isso, as colheitas de amostras foram efetuadas no consultório do CSA, nas propriedades/explorações de detentores dos animais, nas instalações do canil municipal de Portalegre, nas instalações da Associação Arronches Adopta e pelos próprios detentores dos animais. De um total de 110 animais, obtiveram-se 93 amostras de fezes e 29 amostras de sangue.

Foram recolhidas 18 amostras de fezes no CSA, em passeios antes ou pós consultas ou durante o internamento. Estas foram colhidas a partir do solo dos jardins e da calçada da rua do consultório ou nas instalações do mesmo, no caso de internamentos. As 29 amostras de sangue foram colhidas no mesmo local, aquando das colheitas de sangue para análise ou em procedimentos cirúrgicos. Em domicílios ou prestação de serviços a explorações de ruminantes, foram recolhidas 24 amostras de fezes. No caso destas amostras de fezes, foram na sua maioria colhidas a partir do solo, em espaços partilhados com ruminantes. As restantes foram colhidas no interior dos compartimentos dos cães nas habitações dos detentores. No canil municipal de Portalegre, a autora teve oportunidade de recolher amostras a todos os animais alojados no período de colheita ( $n= 21$ ). Os cães encontravam-se distribuídos por onze compartimentos, nos quais os animais sofrem periodicamente mudança de canil, considerando compatibilidades entre estes e a chegada de novos animais. A Associação Arronches Adopta forneceu 9 amostras de fezes. Nesta associação de proteção animal, os cães encontram-se distribuídos em 16 canis, 2 dos quais destinados para a quarentena dos animais durante cerca de 20 dias. Os compartimentos destes dois alojamentos sem fins lucrativos têm piso de forma a facilitar a limpeza regular de fezes, constituídos por uma zona interior e de sombra e outra exterior. A Associação

Arronches Adopta tem um parque exterior, o qual os cães alojados podem ter acesso individualmente e por um período de 1 hora.

Foram também recebidas 21 amostras de fezes recolhidas pelos próprios detentores dos animais.

### **7.1.2. Seleção dos animais da amostra em estudo**

Todos os animais habitavam no distrito de Portalegre e foram incluídos cães de ambos os sexos, com diferentes idades e raças. O objetivo era obter uma amostra de fezes e uma de sangue por animal, o que nem sempre foi possível. Não se realizaram colheitas de sangue aos animais do canil municipal de Portalegre, nem aos animais alojados na Associação Arronches Adopta. Foram obtidas 93 amostras fecais e 29 amostras de sangue.

Para cada animal pediu-se o preenchimento de um questionário aos detentores (Anexo XI), com intuito de obter os dados necessários para posteriormente proceder à análise de fatores de risco associados ao parasitismo gastrointestinal, tais como: a função do animal, local de habitação, tipo de acesso ao exterior, ingestão de vísceras cruas, última desparasitação, contacto com ruminantes e convivência com outros cães. Este questionário foi construído com base em questionários de trabalhos anteriores, tais como de Morgado (2016) e de Melo (2017). No presente trabalho pretendeu-se desenvolver um questionário simples e de fácil compreensão para os detentores dos animais, de modo a ser preenchidos por estes individualmente. No entanto, a maioria dos detentores preferiu que fosse a própria autora do trabalho a preencher as respostas que lhe eram dadas e com a informação presente nos boletins dos animais.

### **7.1.3. Colheita, transporte e processamento das amostras**

Este trabalho de investigação foi avaliado pela Comissão de Ética para a Investigação e Ensino da Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa, tendo sido aprovado pela mesma.

Realizou-se colheita de amostras a 110 animais: 40 cães de companhia, 40 de trabalho e 30 de alojamento sem fins lucrativos, estes últimos encontravam-se no canil municipal de Portalegre (n= 21) e na Associação Arronches Adopta (n= 9).

As fezes foram colhidas do chão/solo nos locais anteriormente referidos, tentando sempre colher o máximo de massa fecal possível. As amostras de sangue foram obtidas por colheita a partir da veia cefálica ou da veia safena lateral e conservadas em tubos de *Ethylene-diamine-tetraacetic acid* (EDTA). Todas as amostras foram identificadas com um número para cada animal e armazenadas num frigorífico do



CSA a 4°C, no máximo durante quinze dias e no mínimo durante um dia. Foram transportadas numa caixa térmica refrigerada durante viagens de cerca de duas horas, até ao Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro DMV-UEVORA. Neste trabalho nem sempre foi possível garantir a colheita das amostras mais frescas possível e que a quantidade destas fosse suficiente para a realização dos três métodos coprológicos planeados. As amostras de fezes foram todas submetidas a exame macroscópico e a exame microscópico, através dos métodos de flutuação (flutuação pelo método de Willis), de sedimentação modificado e adaptado e método de Baermann modificado e adaptado. No caso de amostras que revelassem a presença de ancilostomatídeos seriam realizadas coproculturas seguidas de tentativa de identificação da espécie, através da comparação de medições obtidas de L3 a partir de cultura pura de *Uncinaria stenocephala*, efetuada no Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, DMV-UEVORA (Tabela 7) (Gevrey et al. 1963).

As amostras de sangue colhidas foram utilizadas para obtenção de esfregaços de sangue e procedeu-se à coloração pelo método de Giemsa, para rastreio de hemoparasitas. Estes esfregaços foram realizados no Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro DMV-UEVORA.

Foi utilizado o teste rápido Speed Leish K® (ICT) para pesquisa de anticorpos anti-*Leishmania infantum* apenas na amostra de um animal.

#### **7.1.4. Método de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco**

Este método foi usado para pesquisa de ovos de nematodes, de cestodes, de oocistos de protozoários e quistos (Zajac e Conboy 2012).

Primeiro, homogeneizar pelo menos três gramas de fezes com solução saturada de sulfato de zinco com densidade de 1,45 (Zajac e Conboy 2012). De seguida, coar com um passador e um funil para um tubo de ensaio e criar no topo um pequeno menisco convexo, no qual se aplica de imediato uma lamela. Depois, esperar cerca de dez minutos para que os ovos flutuem, aderindo à lamela. Por fim, retirar a lamela e colocá-la em cima de uma lâmina de vidro. Observar ao Microscópio Ótico Composto (MOC) usando ampliações de 40x, 100x e 400x (LPVC 2012).

#### **7.1.5. Método de sedimentação modificado e adaptado (Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, Universidade de Évora)**

Este método foi utilizado para a pesquisa de ovos de trematodes e ovos de nematodes e de cestodes, que não flutuam pelo método de flutuação (Zajac e Conboy 2012).

Homogeneizar cerca de três gramas de fezes com detergente a 2% num copo cónico de 250ml. Esperar cerca de dez minutos para os ovos sedimentarem no fundo. De seguida, filtrar a mistura e acrescentar 250 ml de água através de um passador para um novo copo cónico. Deixar novamente sedimentar durante cerca de dez minutos. Descartar o sobrenadante e deixar mais ou menos 50 ml de sedimento. Agitar bem, distribuir o sedimento por uma placa de Petri e por fim, observar a amostra à lupa com todo o sedimento diluído (LPVC 2012).

#### **7.1.6. Método de Baermann modificado e adaptado (Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro, Universidade de Évora)**

Este método foi usado para pesquisa de larvas de nematodes gastrointestinais (Zajac e Conboy 2012).

Colocar cerca de três gramas de fezes num copo até perfazer a capacidade do mesmo. Criar um orifício no seu interior para introdução de água da torneira para que esta chegue ao âmagos das fezes. Sem demora, preencher o copo com água até ao bordo e colocar o mesmo com o fundo virado para cima e sobre a base de uma caixa de Petri, adicionar um pouco de água da torneira na base da caixa de Petri. Esperar pelo menos três a quatro horas para as larvas migrarem das fezes para a água que se encontra na base da caixa de Petri. Observar a água na base da caixa de Petri à lupa (LPVC 2012).

#### **7.1.7. Coprocultura (Técnica de Roberts e O'Sullivan)**

Esta técnica foi usada para obtenção de L3 de nematodes gastrointestinais.

Primeiro, misturar as fezes com serradura, na proporção de mais ou menos duas partes de serradura para uma de fezes dentro de um almofariz. Depois de homogeneizar, colocar a massa fecal num copo devidamente identificado. Criar um orifício no seu interior para uma maior oxigenação das fezes e humidificar a amostra. Tapar com uma base de caixa de Petri. Levar à estufa a uma temperatura de 26 a 28°C durante oito dias para a incubação de ovos, libertação de larvas e a sua evolução até ao estágio de L3. Depois de retirar da estufa, inverter o copo com a base da caixa de Petri. Adicionar 5 a 10 ml de água na base da caixa de Petri. Após três a quatro horas, colher o conteúdo existente na base da caixa de Petri. Finalmente, fazer a colheita e identificação de larvas L3, com utilização da solução de lugol (Ueno e Gonçalves 1998).

### **7.1.8. Esfregaço de sangue**

Apoiar a lâmina, com a identificação do animal, sobre uma superfície limpa. A lâmina não pode estar suja ou possuir vestígios de gordura, porque pode prejudicar o procedimento. Colocar uma pequena gota de sangue próxima a uma das extremidades da lâmina. Com o auxílio de outra lâmina, colocar a gota de sangue em contacto com o seu bordo, esta segunda lâmina deve fazer um movimento para trás tocando a gota e formando um ângulo 45°, com o intuito desta deslizar suave e uniformemente sobre a primeira, em direção oposta à extremidade em que está a gota de sangue. Deixar o esfregaço secar sem nenhuma interferência (KASVI 2019). Fixar a preparação perfeitamente seca, com álcool metílico, durante 5 minutos. Deixar secar completamente e de seguida corar com solução de Giemsa diluído durante 15 minutos (24 gotas de corante Giemsa filtrado e 10 ml de água destilada neutralizada). Lavar com água destilada neutralizada (sem verter o corante) e, de novo, deixar secar completamente. Por fim, pode-se observar os esfregaços ao MOC usando ampliações de 100x e 1000x (LPVC 2012).

### **7.1.9. Processamento e análise dos dados**

Os dados recolhidos nos questionários e os resultados das análises coprológicas foram introduzidos num ficheiro do programa Microsoft Excel 2010® e importados para a plataforma R Commander. Foi possível analisar os dados através de tabelas de contingência utilizando o Teste Qui-quadrado e o Teste Exato de Fisher. Considerando as limitações do tamanho da amostra e de modo a encontrar diferenças estatisticamente significativas, foi escolhido como valor de significância 0,2. Os valores de p obtidos nos testes estatísticos foram considerados estatisticamente significativos quando inferiores a 0,2. Posteriormente foram selecionadas todas as variáveis com  $p < 0,2$  para a realização de uma regressão logística, de modo a analisar as variáveis que podiam estar associadas ao parasitismo gastrointestinal. Foram calculados os rácios de probabilidade (*Odds Ratio*) e os seus intervalos de confiança para as respetivas variáveis. Os dados dos questionários foram também trabalhados na plataforma *Epi tools* (<https://epitools.ausvet.com.au/>) para cálculo de prevalências e respetivos intervalos de confiança de 95%, segundo os Limites de Wilson (Bush et al. 1997).

## 8. Resultados

### 8.1. Estudos de parasitas gastrointestinais

#### 8.1.1. Caracterização da amostra

As amostras de fezes foram colhidas a um total de 93 cães, 63 dos quais pertenciam a detentores individuais, 21 encontravam-se no canil municipal de Portalegre e os restantes 9 cães na Associação Arronches Adopta. Foi possível distribuir os animais da amostra em três grupos: cães de companhia (n=33), cães de trabalho (n=30) (onde se inclui cães de guarda, cães pastores e cães de caça) e cães que se encontravam em alojamentos sem fins lucrativos (n=30).

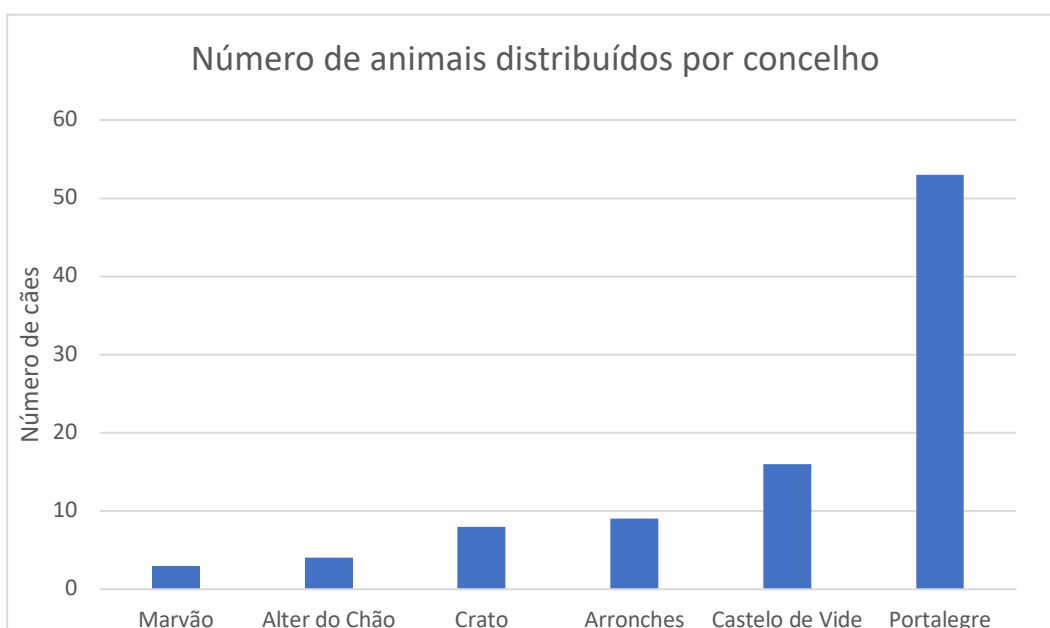
##### a) Sexo e Grupos etários

Dos 93 animais considerados, 38 eram fêmeas e 55 eram machos. Em relação à idade, 15 (16,1% – 15/93) animais tinham idade inferior a 1 ano, 61 (65,6% – 61/93) tinham idade compreendida entre 1 e 7 anos e os restantes 17 (18,3% – 17/93) tinham idade superior a 7 anos.

##### b) Proveniência dos animais

Os animais pertenciam a seis concelhos do distrito de Portalegre, em que a maioria (n=53) pertencia ao concelho de Portalegre e os restantes (n=40) animais pertenciam aos concelhos de Castelo de Vide (n=16), Arronches (n=9), Crato (n=8), Alter do Chão (n=4) e Marvão (n=3). A distribuição dos animais pelos concelhos pode ser observada no Gráfico 1.

**Gráfico 1 – Gráfico de barras da distribuição dos cães por concelho**



### **c) Última desparasitação e hábitos de desparasitação**

Considerando a desparasitação interna, 26 (28,0% – 26/93) animais tinham sido desparasitados há menos de ou até 3 meses, 31 (33,3% – 31/93) tinham sido desparasitados a última vez dentro do intervalo de mais de 3 meses até 6 meses e 34 (36,6% – 34/93) foram desparasitados a última vez há mais de 6 meses. Os dois últimos animais (2,2% – 2/93) não tinham sido desparasitados antes do dia da colheita de amostra fecal.

Os animais incluídos no grupo de cães de companhia são desparasitados cerca de duas vezes por ano, enquanto que os cães de trabalho cerca de uma vez por ano. O CSA utilizou a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®) para a desparasitação interna da maioria dos animais.

O canil municipal de Portalegre pulveriza as instalações com ectoparasiticida durante o verão. Para além disso, os animais fazem desparasitação interna e externa à entrada e à saída e, sempre que possível regularmente durante a sua estadia. A última desparasitação interna tinha ocorrido há mais de 3 meses em relação ao do dia de colheita, também através da associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®).

Na Associação Arronches Adopta, os cães à entrada são quase sempre desparasitados internamente com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®). Externamente, os animais com baixa infestação de parasitas externos são desparasitados com a associação de fipronil e permetrina em unção punctiforme (Frontline® Tri-act). No caso de elevada infestação, usam em comprimido sarolaner (Simparica®) e, pontualmente, fluralaner em unção punctiforme (Bravecto®).

Considerando os 93 cães aos quais foram colhidas fezes: em 48 animais (51,6% – 48/93) a última desparasitação interna realizou-se com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®); em 9 (9,7% – 9/93) com a associação de embonato de pirantel e febantel em suspensão oral (Drontal® Puppy); em 4 (4,3% – 4/93) com a associação de praziquantel e febendazol (Caniquantel® Plus); em 3 (3,2% – 3/93) através da associação de praziquantel, pirantel e febantel (Cazitel® Plus); em 3 (3,2% – 3/93) com a associação de praziquantel, pirantel e febantel (Drontal® Plus Flavour); em 3 (3,2% – 3/93) com praziquantel, embonato de pirantel e febendazol (Praziquan®); em 1 (1,1% – 1/93) com associação de praziquantel, embonato de pirantel e febantel (Endogard® Plus); em 1 (1,1% – 1/93) foi com pirantel, praziquantel e oxantel (Poxantel®) e também apenas num cão (1,1% – 1/93) foi com a associação de emodepside e praziquantel (Profender®). Relativamente aos restantes 20 animais (21,5% – 20/93), não foi possível obter a informação sobre os princípios ativos administrados na última desparasitação.

Relativamente à última desparasitação externa, não foi possível obter esta informação de 54 (58,1% – 54/93) dos cães desta amostra. Sabe-se que 10 animais nunca foram desparasitados externamente (10,8% – 10/93). Em 8 (8,6% – 8/93) animais a desparasitação externa foi realizada através da colocação de uma coleira antiparasitária externa que continha deltametrina (Scalibor®); em 5 (5,4% – 5/93) foi com unção punctiforme que continha indoxacarb (Activyl®); em 4 (4,3% – 4/93) foi com fluralaner em unção punctiforme (Bravecto®); em outros 4 animais foi através da colocação de coleira antiparasitária que continha deltametrina (Prevendog®); em 3 (3,2% – 3/93) foi através da colocação de coleira antiparasitária que continha imidaclopride e flumetrina (Seresto®); em 2 (2,2% – 2/93) foi com unção punctiforme que continha permetrina (Pulvex®); noutros 2 animais foi com unção punctiforme que continha imidaclopride e permetrina (Advantix®) e num animal (1,1% – 1/93) foi realizado com unção punctiforme que continha fipronil e permetrina (Effitix®).

#### **d) Acesso ao exterior**

Dos 93 cães, 62 (66,7% – 62/93) dos animais tinham algum tipo de acesso ao exterior, seja através de passeios, de acesso a quintal ou de acesso/habitar no exterior. Foram considerados 31 animais sem acesso ao exterior (33,3 % – 31/93), por se encontrarem em alojamentos sem fins lucrativos (n=30) ou devido à sua idade (n=1). Os animais alojados no canil municipal de Portalegre e na Associação Arronches Adopta (n=30) permaneciam nestes alojamentos até serem adotados.

#### **e) Ambiente**

Em relação ao ambiente em que viviam, 30 (32,3% – 30/93) cães pertenciam ao canil municipal de Portalegre e à associação anteriormente mencionada. Dos restantes 63 animais, 25 (26,9% – 25/93) viviam na casa dos detentores e 38 (40,9% – 38/93) permaneciam no exterior.

#### **f) Convivência com outros cães**

Do total, 59 (63,4% – 59/93) conviviam com outros cães.

#### **g) Contacto com ruminantes**

Do total, 22,6% (21/93) dos cães contactavam com ruminantes, enquanto que 77,4 % (72/93) dos cães não tinham contacto com estes animais.

#### **h) Ingestão de vísceras cruas**

De acordo com as respostas dadas pelos detentores, 7 animais (7,5% – 7/93) já ingeriram vísceras cruas. Enquanto que 85 (91,4% – 85/93) supostamente não. Não foi possível obter esta informação acerca de um animal (1,1% – 1/93).

#### **i) Sinais clínicos**

Nenhum dos 93 animais apresentava sinais clínicos que indicassem suspeita da presença de parasitas cardiopulmonares, que não foram observados neste trabalho.

Na Associação Arronches foram recebidos sete cachorros de raça indeterminada, que apresentavam diarreia muito líquida, suspeitando-se, por isso, de *Giardia* sp. No entanto, não foi observada qualquer espécie de parasitas nas amostras recolhidas. Estes animais foram desparasitados dois dias depois da sua entrada com a associação de embonato de pirantel e febantel em suspensão oral (Drontal® Puppy). Foram os únicos animais que apresentaram sinais clínicos suspeitos de parasitismo gastrointestinal na amostra em estudo, ou seja, apenas 7,5% (7/93).

#### **j) Doenças parasitárias prévias**

Relativamente a doenças parasitárias prévias ao presente trabalho, foram considerados 4 (4,3% – 4/93) animais da amostra. Um dos animais, um cão macho de companhia, cruzado de Podengo Português, com cerca de 9 meses de idade, tinha apresentado nematodes adultos nas fezes anteriormente. Foi-lhe administrado a associação de praziquantel, embonato de pirantel e febendazol (Praziquan®) uma vez por mês, durante dois meses consecutivos. A última administração desta associação foi realizada cinco meses antes da colheita da amostra fecal, na qual não se observou qualquer forma parasitária. Do mesmo detentor, numa cadela de companhia de raça indeterminada com cerca de 10 anos de idade foi detetada anteriormente a este trabalho a presença de ectoparasitas, nomeadamente pulgas, à qual foi administrada fluralaner em unção punctiforme (Bravecto®). Na amostra fecal colhida a este animal também não se observou qualquer forma parasitária.

Uma cadela de raça indeterminada, de 4 meses de idade, tratava-se de um cão de companhia que foi adotado da rua. Foi detetada a presença de ectoparasitas (pulgas) na primeira consulta, à qual foi administrada uma unção punctiforme com indoxacarb (Activyl®). A colheita de amostra fecal ocorreu na consulta seguinte, cerca de um mês depois, na qual também não se observou qualquer forma parasitária. Na associação Arronches Adopção encontrava-se uma cadela de raça indeterminada diagnosticada anteriormente com *Giardia* sp. A este animal foi administrado uma vez a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®) e metronidazol (Metrobactin®) durante 7 dias. A última desparasitação interna teve lugar dois meses antes da colheita de fezes, com uma associação de praziquantel, pirantel e febantel (Cazitel® Plus), e, também não se observaram ovos helmintes, quistos de *Giardia* sp. ou outras formas parasitárias de outros géneros/espécies de parasitas gastrointestinais.

### 8.1.2. Resultados de pesquisa de parasitas

Dos 93 cães da amostra em estudo, apenas 13 apresentaram infecção parasitária, através dos métodos coprológicos utilizados. A prevalência global de infecção por parasitas gastrointestinais foi de 14,0% (13/93) (IC 95%: 8,4 – 22,5%). Destes 13 animais, em 11 (84,6% – 11/13) identificaram-se infecções simples, isto é, apenas foi possível observar a presença de um gênero parasitário; enquanto que, os outros 2 (15,4% – 2/13) animais apresentaram infecções múltiplas (Tabela 1).

**Tabela 1 – Prevalências e intervalos de confiança dos parasitas observados (n=93)**

	Resultado Positivo	Positivo/n	%
<b>Infeções simples</b>			
<i>Alaria</i> sp.	1	1/93	1,1
Ancylostomatidae	8	8/93	8,6
<i>Cystoisospora canis</i>	1	1/93	1,1
<i>Toxocara canis</i>	1	1/93	1,1
<b>Infeções múltiplas</b>			
Ancylostomatidae + <i>Giardia</i> sp.	1	1/93	1,1
Ancylostomatidae + <i>Toxascaris leonina</i>	1	1/93	1,1
<b>Negativo</b>	80	80/93	86,0
<b>Total</b>	93	93/93	100

A prevalência de parasitismo gastrointestinal no grupo de cães de companhia foi de 6,1% (2/33), no grupo cães de trabalho foi de 23,3% (7/30) e no de cães dos alojamentos sem fins lucrativos foi de 13,3% (4/30) (Tabela 2).

**Tabela 2 – Prevalência dos parasitas gastrointestinais observados nas amostras dos 3 grupos de cães**

Parasita	Cães de companhia (n=33)	Cães de trabalho (n=30)	Cães de Alojamentos SFL (n=30)	Total (n= 93)
	n (%) infetados	n (%) infetados	n (%) infetados	n (%) infetados
<i>Alaria alata</i>	0 (0)	1 (3,3)	0 (0)	1 (1,1)
Ancylostomatidae	2 (6,1)	4 (13,3)	4 (13,3)	10 (10,8)
<i>Cystoisospora canis</i>	0 (0)	1 (3,3)	0 (0)	1 (1,1)
<i>Giardia</i> sp.	0 (0)	1 (3,3)	0 (0)	1 (1,1)
<i>Toxocara canis</i>	0 (0)	1 (3,3)	0 (0)	1 (1,1)
<i>Toxascaris leonina</i>	1 (3,0)	0 (0)	0 (0)	1 (1,1)
<b>Total por grupo</b>	2 (6,1)	7 (23,3)	4 (13,3)	13 (14,0)



**a) Sexo e Grupos Etários**

Das 38 fêmeas, encontravam-se 8 parasitadas (21,1% – 8/38). Enquanto que dos 55 machos encontravam-se 5 cães parasitados (9,1% – 5/55). A prevalência de parasitismo gastrointestinal por intervalos de idade pode ser observada na Tabela 3.

**Tabela 3 – Prevalência do parasitismo gastrointestinal por intervalos de idade**

Idade	Resultado Positivo	Positivos/n	%	Resultado Negativo	Total
< 1 ano	1	1/15	6,7	14	15
1 a 7 anos	10	10/61	16,4	51	61
> 7 anos	2	2/17	11,8	15	17
<b>Total</b>	13	13/93	14,0	80	93

**b) Por concelho**

As prevalências de parasitismo gastrointestinal por concelho podem ser observadas na Tabela 4.

**Tabela 4 – Prevalência do parasitismo gastrointestinal por concelho**

Concelhos	Positivos/n	Prevalência (%)
Alter do Chão	0/4	0
Arronches	0/9	0
Castelo de Vide	2/16	12,5
Crato	0/8	0
Marvão	1/3	33,3
Portalegre	10/53	18,9
<b>Total</b>	13/93	14,0

**c) Última desparasitação interna**

É possível observar na Tabela 5 a prevalência do parasitismo gastrointestinal de acordo com a última desparasitação interna. O grupo não desparasitados (n=36) incluiu os animais com a última desparasitação realizada há mais de 6 meses (n=34) e os animais (n=2) que não tinham realizado desparasitação interna antes do dia da colheita.

**Tabela 5 – Prevalência do parasitismo gastrointestinal de acordo com a última desparasitação interna**

Última Desparasitação Interna	Resultado Positivo	Positivos/n	%	Resultado Negativo	Total
< ou = 3 meses	1	1/26	3,8	25	26
> 3 a 6 meses	4	4/31	12,9	27	31
<b>Não desparasitados</b>	8	8/36	22,2	28	36
<b>Total</b>	13	13/93	14,0	80	93

#### **d) Acesso ao exterior**

Considerando o tipo de acesso exterior, os 93 animais foram distribuídos em 3 grupos: acesso controlado (n=30), acesso livre (n=32), sem acesso (n=31). Dos 30 cães com acesso ao exterior controlado, através de passeios com os detentores e/ou através do acesso a quintal, encontravam-se 2 (6,7% – 2/30) cães parasitados. Dos 32 animais com acesso livre ao exterior, por habitarem nas explorações ou propriedades dos detentores ou serem soltos livremente durante as caçadas, encontravam-se 7 (21,9% – 7/32) parasitados. E, dos restantes 31 animais, sem acesso ao exterior, estavam parasitados 4 (12,9% – 4/31) animais.

#### **e) Convivência com outros cães**

Dos 59 cães que conviviam com outros, encontravam-se 10 (16,9% – 10/59) animais parasitados. Em relação aos restantes 34 animais, que não conviviam com outros cães, encontravam-se 3 (8,8% – 3/34) animais parasitados.

#### **f) Contacto com ruminantes**

A prevalência de parasitismo gastrointestinal no grupo de animais com contacto com ruminantes foi de 28,6% (6/21). No grupo sem contacto com ruminantes a prevalência foi de 9,7% (7/72).

#### **g) Ingestão de vísceras cruas**

Nem os 7 cães que já tinham ingerido vísceras cruas, nem o animal do qual não se obteve essa informação, se encontravam parasitados. Enquanto que, os 13 animais parasitados da amostra (15,3% – 13/85) estavam incluídos no grupo de animais que supostamente não tinham ingerido vísceras cruas.

#### **h) Viver em alojamentos sem fins lucrativos**

Separando os animais em apenas dois grupos, designadamente cães com detentor (n=63) e cães a viver em alojamentos sem fins lucrativos (n=30), estavam parasitados 14,3% (9/63) dos animais do primeiro grupo e 13,3% do segundo (4/30).

### **8.1.3. Resultados por parasita**

A espécie parasitária com maior prevalência pertencia à família Ancylostomatidae (10/93). As restantes espécies parasitárias observadas obtiveram a mesma prevalência: *Alaria* sp. (1/93), *Cystoisospora canis* (1/93), *Giardia* sp. (1/93), *Toxascaris leonina* (1/93) e *Toxocara canis* (1/93).

A prevalência de nematodes neste trabalho foi de 11,8% (11/93) (IC 95%: 6,7 – 19,9%). Apenas dois animais (2,2% – 2/93) (IC 95%: 7,6 – 22,4%) apresentaram protozoários nas amostras de fezes, mais concretamente *Cystoisospora* spp. e *Giardia*

*duodenalis*. Não se observou a presença de parasitas da classe Cestoda na amostra (n=93).

**Tabela 6 – Prevalência dos parasitas observados na amostra em estudo**

	Resultado Positivo	Positivos/n	%
<i>Alaria</i> sp.	1	1/93	1,1
Ancylostomatidae	10	10/93	10,8
<i>Cystoisospora canis</i>	1	1/93	1,1
<i>Giardia</i> sp.	1	1/93	1,1
<i>Toxascaris leonina</i>	1	1/93	1,1
<i>Toxocara canis</i>	1	1/93	1,1
<b>Negativo</b>	80	80/93	86,0
<b>Total</b>	93	93/93	100

O trematode *Alaria alata* foi detetado nas fezes de um animal. O cão era de raça Labrador Retriever, com cerca de um ano e meio de idade, cão de guarda numa propriedade com grandes e pequenos ruminantes. Encontrava-se a maior parte do tempo preso e convivia com outro cão, de raça Rafeiro Alentejano, este sempre preso e nas fezes do qual não se observou qualquer espécie de parasita. A última desparasitação interna cerca de um ano antes da primeira colheita, com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®). Foi realizada excecionalmente uma segunda colheita de amostra para obtenção de mais ovos e foi administrada a associação de desparasitantes anteriormente referida como desparasitação interna. Os ovos de *Alaria alata* observados e medidos, com recurso à ampliação de 400x, tinham como valores médios 136,35 µm por 81,45 µm.

Apenas um animal apresentou ovos de *Toxocara canis* e tratava-se de um cão com detentor, mais especificamente um cão de raça Pointer Inglês, de onze anos de idade, anteriormente cão de caça e na altura da colheita de amostras era usado como cão de guarda de uma exploração de pequenos ruminantes. A última desparasitação tinha sido efetuada cerca de um ano antes do dia da colheita de amostras, estando incluído no grupo de animais não desparasitados, tendo em conta que a última desparasitação tinha sido há mais de 6 meses.

Também *T. leonina* foi detetado só numa amostra e correspondia a uma cadela de raça indeterminada, com cerca de três meses de idade, adotada da rua dez dias antes do dia da colheita. A colheita de amostra fecal foi realizada na primeira consulta, onde se procedeu à desparasitação externa e interna. O detentor já tinha outro cão adulto e os animais tinham acesso a quintal.

O protozoário *Giardia duodenalis* foi detetado na amostra de uma cadela de raça Border Collie, com cerca de cinco anos de idade, cão de guarda de uma exploração de

ovinos, habitava com mais dois cães, encontrando-se os três soltos dentro dos limites da propriedade. A última desparasitação do animal parasitado tinha sido há cerca de um ano atrás.

Enquanto que *Cystoisospora canis* foi observado na amostra de uma cadela de raça Epagneul Breton, de seis anos de idade, que vivia num canil individual com acesso ao exterior aquando das caçadas, tendo sido desparasitada a última vez cerca de um ano antes do dia de colheita da amostra, externamente com deltametrina (Prevendog®) e internamente com a associação de praziquantel, embonato de pirantel e febantel (Endogard® Plus). A colheita de fezes foi realizada em consulta, sendo o motivo desta a infeção parasitária por ectoparasitas, nomeadamente pulgas. Foi desparasitada com indoxacarb (Activyl®) na mesma consulta. Pode-se afirmar que foi também o único animal no qual se detetaram ectoparasitas no decorrer da colheita de amostras do presente estudo, o que pode indicar um aumento generalizado do cuidado e do conhecimento da profilaxia parasitária por parte dos detentores.

Na maioria dos animais parasitados (n=10) detetou-se a presença de Ancylostomatidae (Tabela 6), sendo dois deles cães de companhia, a cadela com três meses de idade recém-adotada e um cão de raça Pastor Belga, com cerca de um ano de idade, desparasitado dois meses antes da colheita de fezes, externamente com a associação de imidaclopride e flumetrina (Seresto®) e internamente com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®). Quatro cães de trabalho: uma cadela de raça Border Collie, com cerca de cinco anos de idade, cão de guarda de uma exploração de ovinos que se encontrava à solta mas dentro dos limites da propriedade, vivia com mais dois cães e a sua última desparasitação interna foi cerca de um ano antes da colheita de fezes; outra cadela, de raça Rafeiro Alentejano, com cerca de quatro anos e meio de idade, utilizada como cão de guarda de uma exploração de bovinos, que se encontrava presa, vivia com outro cão nas mesmas circunstâncias e a sua última desparasitação interna tinha ocorrido há mais de seis meses; um cão de raça indeterminada, com oito anos e preso numa exploração de bovinos, a sua última desparasitação interna tinha ocorrido um ano antes da colheita, com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®); por último, um cão de guarda, macho cruzado de Pastor alemão, de um ano de idade, à solta numa exploração de ovinos, desparasitado internamente a última vez cerca de um ano antes da colheita, também com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®), habitava com outro cão nas mesmas condições (nas fezes do qual não se observou parasitas). Foi possível observar ovos de ancilostomatídeos e da Família Eimeriidae, os últimos possivelmente pela ingestão de fezes dos ovinos. Finalmente, os últimos quatro animais parasitados com ancilostomatídeos tinham entre 1 e 7 anos de idade, foram desparasitados

internamente com a associação de praziquantel e febendazol (Sorofen duo®) cerca de três meses antes do dia da colheita, sendo que três habitavam no mesmo compartimento do canil municipal de Portalegre e o quarto encontrava-se sozinho noutro compartimento do mesmo alojamento sem fins lucrativos.

Procedeu-se à tentativa de identificação da espécie de ancilostomatídeos através da coprocultura e consequente medição das L3 obtidas. Porém, em duas das coproculturas não foi possível obter L3 devido à proliferação de fungos. Das restantes, foram colhidas as L3 e, posteriormente, medidas através do uso de uma ocular micrométrica.

Comparando as médias das medições efetuadas com os valores da Tabela 7, afigurou-se-nos que se trataria da espécie *Uncinaria stenocephala*, o ancilostomatídeo assinalado nas 8 amostras, de onde foi possível obter L3.

**Tabela 7 – Comparação das médias das medições (em  $\mu\text{m}$ ) das L3 obtidas a partir de cultura pura de *Uncinaria stenocephala***

	<i>Uncinaria stenocephala</i>	Média das medições L3
<b>Comprimento total</b>	604,8 – 633,6 $\mu\text{m}$	569,9 $\mu\text{m}$
<b>Largura máxima</b>	26,2 $\mu\text{m}$	27,7 $\mu\text{m}$
<b>Comprimento do esófago</b>	157,5 – 165 $\mu\text{m}$	164,5 $\mu\text{m}$
<b>Distância do poro excretor à extremidade anterior</b>	105 – 108,7 $\mu\text{m}$	107 $\mu\text{m}$
<b>Comprimento da cauda da bainha</b>	86,2 – 93,7 $\mu\text{m}$	83,3 $\mu\text{m}$
<b>Comprimento da cauda da larva</b>	60 – 67,5 $\mu\text{m}$	68,2 $\mu\text{m}$
<b>Nº células</b>	32	32

#### **8.1.4. Análise de fatores associados ao parasitismo gastrointestinal**

Esta análise teve como base a interpretação dos resultados da avaliação dos fatores de risco associados ao parasitismo gastrointestinal apresentados na Tabela 8.

Considerando o sexo dos animais, foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,2$ ) entre fêmeas e machos, apresentando as primeiras uma maior prevalência de parasitismo. Relativamente aos grupos etários, não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p = 0,824$ ).

Em relação à aptidão e uso dos cães em estudo, foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,2$ ), sendo os cães de trabalho os que apresentaram maior prevalência de parasitismo gastrointestinal, assim como maior diversidade de géneros/espécies parasitárias.

No que diz respeito à última desparasitação, foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,2$ ). Os cães considerados não desparasitados apresentaram maior prevalência de parasitismo em comparação às prevalências obtidas para os outros dois grupos.

Esperava-se que um dos fatores que favorecesse o parasitismo seria o animal não ter detentor, isto é, que os cães ao abrigo dos alojamentos sem fins lucrativos tivessem maior prevalência de parasitismo. Porém, não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p = 1$ ).

Relativamente à convivência com outros cães, não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p = 0,361$ ). Em relação ao contacto com ruminantes, foram encontradas diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,2$ ), em que os cães que contactaram com os animais apresentaram maior prevalência de parasitismo.

Não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas relativamente ao acesso ao exterior. Também não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas considerando a ingestão ou não de vísceras cruas. É de lembrar que não se observaram espécies parasitárias em amostras fecais de cães que já ingeriram vísceras cruas.

Posteriormente, foi realizada uma regressão logística, este modelo de análise apenas incluiu os fatores nos quais se encontraram diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,2$ ). Devido aos valores de  $p$  na análise multifatorial terem sido superiores a 0,05, não foi possível concluir se há uma associação estatisticamente significativa entre as variáveis para os quais se obtiveram os rácios de probabilidade (*Odds Ratio*) e o parasitismo gastrointestinal da amostra em estudo.

**Tabela 8 – Análise estatística dos fatores associados ao parasitismo gastrointestinal**

		Resultado		Valor de p unifatorial	Valor de p multifatorial <i>Odds Ratio</i> [IC 95%]
		Positivo	Negativo		
<b>Sexo</b>	Fêmea (38)	8 (21,1%)	30 (78,9%)	p=0,102	p=0,182 0,420 [0,11-1,47%]
	Macho (55)	5 (9,1%)	50 (90,9%)		
<b>Idade</b>	<1 Ano (15)	1 (6,7%)	14 (93,3%)	p=0,824	
	1-7 Anos (61)	10 (16,4%)	51 (83,6%)		
	>7 Anos (17)	2 (11,8%)	15 (88,2%)		
<b>Aptidão do cão</b>	Companhia (33)	2 (6,1%)	31 (93,9%)	p=0,157	p=0,388 0,320 [0,01-3,34%] p=0,644 0,527 [0,02-6,09%]
	Trabalho (30)	7 (23,3%)	23 (76,7%)		
	Alojamento SFL (30)	4 (13,3%)	26 (86,7%)		
<b>Última Desparasitação</b>	<3 Meses (26)	1 (3,8%)	25 (96,2%)	p=0,124	p=0,407 2,778 [0,32-61,12%] p=0,222 5,311 [0,53-100%]
	3-6 Meses (31)	4 (12,9%)	27 (87,1%)		
	Não desparasitados (36)	8 (22,2%)	28 (77,3%)		
<b>Viver em Alojamento Sem Fins Lucrativos</b>	Sim (30)	4 (13,3%)	26 (86,7%)	p=1	
	Não (63)	9 (14,3%)	54 (85,7%)		
<b>Convivência com Cães</b>	Sim (59)	10 (16,9%)	49 (83,1%)	p=0,361	
	Não (34)	3 (8,8%)	31 (91,2%)		
<b>Contacto com Ruminantes</b>	Sim (21)	6 (28,6%)	15 (71,4%)	p=0,066	p=0,357 2,598 [0,38-25,60%]
	Não (72)	7 (9,7%)	65 (90,3%)		
<b>Acesso ao Exterior</b>	Controlado (30)	2 (6,7%)	28 (93,3%)	p=0,238	
	Livre (32)	7 (21,9%)	25 (78,1%)		
	Sem Acesso (31)	4 (12,9%)	27 (87,1%)		
<b>Ingestão Visceras Cruas</b>	Sim (7)	0 (0%)	7 (100%)	p=0,645	
	Não (85)	13 (15,3%)	72 (84,7%)		
	Não sei (1)	0 (0%)	1 (100%)		

## **8.2. Estudos dos parasitas sanguíneos**

### **8.2.1. Caracterização da amostra**

As amostras de sangue foram colhidas a 29 cães, 14 (48,3% – 14/29) dos quais considerados de companhia, 8 (27,6% – 8/29) cães de caça e os restantes 7 (24,1% – 7/29) eram cães de guarda.

Quanto ao sexo, 18 (62,1% – 18/29) eram fêmeas e 11 (37,9% – 11/29) eram machos. Tendo em consideração os intervalos de idade, 4 (13,8% – 4/29) animais tinham idade inferior a 1 ano, 19 (65,5% – 19/29) tinham a idade compreendida entre 1 e 7 anos e, os restantes 6 (20,7% – 6/29) animais tinham idade superior a 7 anos.

A maioria dos animais (n=27) residia no concelho de Portalegre, um animal residia no concelho de Marvão e o último residia no concelho de Monforte. Em relação ao local onde habitam, 10 (34,5% – 10/29) cães vivem dentro de casa dos detentores e 19 (65,5% – 19/29) cães no exterior.

Considerando a última desparasitação externa, não foi possível obter esta informação de 18 (62,1% – 18/29) animais. Em 4 (13,8% – 4/29) cães a última desparasitação externa foi realizada através da colocação de coleira antiparasitária que continha deltametrina (Prevendog®); em 3 (10,3% – 3/29) cães foi utilizado com indoxacarb (Activyl®); em 2 (6,9% – 2/29) foi usado fluralaner em unção punctiforme (Bravecto®); em 1 (3,4% – 1/29) foi utilizada uma unção punctiforme que continha fipronil e permetrina (Effitix®) e noutro cão (3,4% – 1/29) foi através da colocação de coleira que continha deltametrina (Scalibor®). Dos 29 animais, não foi possível obter informação acerca de quando é que foi realizada a última desparasitação externa de 14 animais (48,3% – 14/29); 4 (13,8% – 4/29) animais não tinham realizado desparasitação externa antes do dia da colheita de amostras; 2 (6,9% – 2/29) animais tinham realizado a desparasitação externa há menos de 3 meses; 5 (17,2% – 5/29) tinham realizado entre os 3 e os 6 meses antes do dia da colheita e 5 (17,2% – 5/29) animais realizaram a desparasitação externa há mais de 6 meses.

### **8.2.2. Presença de hemoparasitas**

Da totalidade das amostras, 2 (6,9% – 2/29) suscitaram dúvida de presença de *Rickettsia* sp./*Anaplasma* sp., referentes a um cão de guarda e a um cão de companhia, no entanto nenhum dos dois apresentou qualquer sinal clínico de infeção hemoparasitária.

Durante a colheita de amostras, um dos animais pertencente à amostra, nomeadamente uma cadela de companhia de raça Labrador Retriever, de nove anos, foi submetida a eutanásia devido ao agravamento da insuficiência renal crónica,



consequência da leishmaniose anteriormente diagnosticada. Outra cadela de companhia, da raça Bouvier Bernois, de quatro anos de idade, que também já tinha sido diagnosticada anteriormente com leishmaniose, foi posteriormente internada pela mesma razão. Estas duas cadelas eram medicadas com alopurinol. Finalmente, um cão de caça, da raça Epagneul Breton, de nove anos, que se apresentava com apetite caprichoso há cerca de duas semanas e perda de peso, apesar de não apresentar aumento dos gânglios linfáticos nem lesões cutâneas, foi submetido a um teste rápido de detecção de anticorpos anti-*Leishmania infantum* (ICT) para rastreio, tendo apresentado resultado positivo.

Neste trabalho foram considerados três (3/29) (10,3%) animais infetados por *Leishmania infantum*.

## **9. Discussão**

### **9.1. Caraterização da amostra**

Este trabalho teve como principal objetivo a pesquisa e estudo da prevalência do parasitismo gastrointestinal e respiratório em cães de trabalho, de companhia e de alojamentos sem fins lucrativos no distrito de Portalegre, nomeadamente nos concelhos de Alter do Chão, Arronches, Castelo de Vide, Crato, Marvão e Portalegre. Este incluiu 93 amostras fecais, colhidas e analisadas qualitativamente e 29 amostras sanguíneas, com as quais se realizaram esfregaços sanguíneos.

A prevalência global de parasitismo gastrointestinal foi de 14,0%, sendo a espécie de parasita mais prevalente pertencente à família Ancylostomatidae (10,8%). Não foram observados parasitas cardiopulmonares nem parasitas da classe Cestoda.

A amostra em estudo foi dividida em três grupos distintos: cães de trabalho (n=30), de companhia (n=33) e de alojamentos sem fins lucrativos (n=30), de maneira a possibilitar uma comparação e avaliação da influência das condições de vida de cada grupo na presença ou não de parasitismo.

Seria expectável que a condição dos animais não terem detentor fosse um fator que favorecesse o parasitismo gastrointestinal, porém, não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas entre os cães com detentor e os cães de alojamentos sem fins lucrativos. Pode sugerir uma maior atenção por parte dos canis municipais e associações à necessidade de desparasitação interna dos animais ou, por outro lado, ainda algum descuido por parte dos detentores. Traversa (2012) afirmou que investigadores, detentores e médicos veterinários deviam reconsiderar a abordagem na prevenção do parasitismo, não focando o seu interesse apenas em parasitas emergentes, como os nematodes cardiopulmonares e protozoários, mas também nos aparentemente banais vermes gastrointestinais, como os ascarídeos e os ancilostomatídeos.

De acordo com a Association of Shelter Veterinarians (2010), os animais deveriam receber desparasitação interna e externa no momento da chegada ao canil ou abrigo e, seria ideal que se mantivesse regularmente durante a sua estadia. Mas, no mínimo, deveriam ser novamente desparasitados internamente antes de saírem do canil. Como foi referido anteriormente, o canil municipal de Portalegre pulveriza as instalações com ectoparasiticida durante o verão. Para além disso, os animais fazem desparasitação interna e externa à entrada e à saída e, sempre que possível, também regularmente durante a sua estadia.

Em relação à idade dos animais e à influência do acesso ao exterior, também não foram encontradas diferenças estatisticamente significativas.

No que diz respeito à desparasitação interna, 61,5% (8/13) dos cães que estavam parasitados tinham realizado a sua última desparasitação há mais de seis meses. A ESCCAP criou um esquema de desparasitação interna (Anexo XII), considerando as diferentes condições de vida e fatores de risco para o cão, em que, no mínimo e com base no estilo de vida do animal, deverá ser feita uma a duas vezes por ano ou realizar exame coprológico para confirmação da presença de parasitas. A administração de antiparasitário de largo espetro sem a realização de um exame coprológico deve ser desencorajada, de modo a reduzir o desenvolvimento de resistências (Traversa 2012). O uso do exame coprológico devia ser mais frequente na prática clínica de animais de companhia, sendo a Dinamarca e a Suécia exemplos nesse aspeto, pois só é autorizada prescrição médica de medicamentos antiparasitários se existir confirmação de diagnóstico (Al-Sabi et al. 2013; McNamara et al. 2018).

Os animais incluídos no grupo de cães de companhia são desparasitados cerca de duas vezes por ano, enquanto que os cães de trabalho cerca de uma vez por ano. Os cães de trabalho são o grupo de animais que, não só obteve maior prevalência em comparação ao grupo de cães de companhia e ao grupo de cães em alojamentos sem fins lucrativos, como também, apresenta o maior número de géneros/espécies comparativamente aos outros dois grupos (Tabela 2). São animais com acesso livre ou habitam no exterior, onde os solos estão potencialmente contaminados com microrganismos, formas livres parasitárias e podem ser locais onde podem encontrar hospedeiros paraténicos.

Entre as principais limitações deste trabalho, realça-se o período de tempo limitado em que decorreu, tendo em conta que se tratou de um trabalho experimental no âmbito de uma dissertação de mestrado, a que se juntou o facto de ter coincidido com o início da pandemia que atualmente vivemos; a dimensão da amostra, que idealmente deveria ter sido superior, no entanto foi considerada significativa e a colheita de apenas uma amostra por animal, em que alguns casos foi realizada pelos próprios detentores. A única exceção foi a colheita de uma segunda amostra de fezes para confirmação da presença de *A. alata*.

Nos subcapítulos seguintes são apresentadas prevalências de estudos anteriores para a contextualização das prevalências obtidas neste trabalho. Sempre que foi possível foram calculados os intervalos de confiança através da plataforma anteriormente utilizada. Como podemos verificar ao longo do capítulo, a prevalência de parasitismo gastrointestinal pode variar com diversos fatores tais como: o tamanho da amostra, a região, o clima, as condições de vida, função do animal, a dieta, a frequência de desparasitação e os métodos de pesquisa de parasitas usados (Moskvina e Atopkin

2018). Para enriquecimento do trabalho, encontram-se tabelas no Anexo III onde é possível verificar a prevalência de cada parasita detetado em estudos anteriores.

## **9.2. Resultados Globais**

A prevalência global de parasitismo gastrointestinal desta amostra foi 14,0% (13/93) (IC 95%: 8,4 – 22,5%), utilizando o método de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco, o método de sedimentação modificado e adaptado e o método de Baermann modificado e adaptado.

Considerando estudos realizados em Portugal, Félix (2015) obteve as seguintes prevalências de parasitas gastrointestinais em cães de canis distribuídos por oito distritos: Castelo Branco (36,6% – 9/25) (IC 95%: 20,2 – 55,5%), Portalegre (33% – 11/33) (IC 95%: 19,8 – 50,4%), Guarda (33,3% – 5/15) (IC 95%: 15,2 – 58,3%), Beja (27,6% – 8/29) (IC 95%: 14,7 – 45,7%), Bragança (26,9% – 7/26) (IC 95%: 13,7 – 46,1%), Évora (25% – 5/20) (IC 95%: 11,2 – 46,9%), Lisboa (10,3% – 3/29) (IC 95%: 3,6 – 26,4%) e Faro (8,7% – 2/23) (IC 95%: 2,4 – 26,8%). No estudo Neves et al. (2014) no Porto a prevalência de parasitismo gastrointestinal foi de 20,6% (36/175) (IC 95%: 15,2 – 27,2%) no grupo dos cães clinicamente saudáveis enquanto que, no grupo de cães com doença gastrointestinal foi de 33,7% (65/193) (IC 95%: 27,4 – 40,6%). No estudo de Morgado (2016) no concelho de Vila Franca de Xira a prevalência foi de 5,0% (4/80) (IC 95%: 2,0 – 12,2%), em cães de companhia. A prevalência obtida no estudo de cães com detentor (n=64) e de alojamentos sem fins lucrativos (n=36) em cinco concelhos pertencentes à Região Oeste de Portugal Continental foi de 15% (15/100) (IC 95%: 9,3 – 23,3%) (Melo 2017).

Em relação a outros países da União Europeia (UE), a prevalência de parasitismo gastrointestinal foi de 29,5% (28/95) (IC 95%: 21,2 – 39,3%) em cães recém-recebidos num alojamento em fins lucrativos em Lodz (Polónia) (Szwabe e Błaszowska 2017). No estudo de Sanchez-Thevenet et al. (2019) na província de Castelló (Espanha) a prevalência foi de 65,8% (173/263) (IC 95%: 59,9 – 71,2%). No estudo de Diakou et al. (2019) nas ilhas Skiathos, Tinos, Ios e Santorini (Grécia) obteve uma prevalência de 18% (36/200) (IC 95%: 13,3 – 23,9%) numa amostra que tanto incluiu animais com detentor (n=123) como animais de alojamentos sem fins lucrativos (n=77).

Noutros estudos fora da UE, nomeadamente em Havana (Cuba) a prevalência de parasitismo gastrointestinal foi de 43,9% (43/98) (IC 95%: 34,5 – 53,7%) em cães de um alojamento sem fins lucrativos e de companhia (Puebla et al. 2017); em Belgrado (Sérvia) a prevalência foi de 75,4% (101/134) (IC 95%: 67,4 – 81,9%) em cães de alojamentos sem fins lucrativos (Sommer et al. 2017); em Vladivostoke (Rússia) a

prevalência foi de 22,1% (32/144) (IC 95%: 16,2 – 29,7%) desenvolvido numa amostra de cães de companhia (Moskvina e Atopkin 2018) e em Lower Dir (Paquistão) no estudo de Khan et al. 2019 a prevalência foi de 27,0% (41/152) (IC 95%: 20,6 – 34,5%). Neste estudo, nos cães com detentor a prevalência foi de 16,1% (10/62) (IC 95%: 9,0 – 27,2%) e foi de 34,4% em cães errantes (31/90) (IC 95%: 25,4 – 44,7%).

Na amostra em estudo, as infeções parasitárias gastrointestinais foram na sua maioria simples 11/13 (84,6%), o que também foi observado em estudos anteriores (Ferreira et al. 2011; Neves et al. 2014; Félix 2015; Melo 2017; Szwabe e Błaszowska 2017; Khan et al. 2019; Sanchez-Thevenet et al. 2019).

Dos 13 animais parasitados por parasitas gastrointestinais neste trabalho, 84,6% (11/13) apresentaram infeção por parte de nematodes, 15,4% por protozoários (2/13), 7,7% por trematodes (1/13) e nenhum apresentou infeção parasitária por cestodes. Em relação às amostras de plasma foram considerados 10,3% (3/29) animais infetados por *Leishmania infantum*.

### 9.3. Nematodes Gastrointestinais

Tendo em conta a infeção parasitária por nematodes gastrointestinais, a prevalência na amostra foi de 11,8% (11/93) (IC 95%: 6,7 – 19,9%). Os parasitas observados eram das espécies *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina* e da família Ancylostomatidae.

A prevalência de *Toxocara canis* foi de 1,1% (1/93) (IC 95%: 0,2 – 5,8%) neste trabalho. O estudo de Ferreira et al. (2011) em Évora obteve 3,2% (4/126) (IC 95%: 1,2 – 7,9%) de prevalência de *T. canis*, numa amostra que incluiu cães de companhia (n=77) e cães de alojamentos sem fins lucrativos (n=49). Em Vila Franca de Xira, Santos (2014) obteve 15% (12/80) (IC 95%: 8,8 – 24,4%) em cães de canil e Morgado (2016) obteve 1,3% (1/80) (IC 95%: 0,2 – 6,7%) de prevalência deste parasita, em cães de companhia. No Porto, o estudo desenvolvido por Neves et al. (2014) a prevalência de *T. canis* foi de 5,1% (9/175) (IC 95%: 2,7 – 9,5%) nos cães clinicamente saudáveis e de 7,8% (15/193) (IC 95%: 4,8 – 12,4%) nos cães com doença gastrointestinal. O estudo de Félix (2015) realizado em cães de canis distribuídos por oito distritos de Portugal não registou resultado coprológico positivo para *T. canis* no distrito de Portalegre, tal como nos cães ao abrigo dos alojamentos sem fins lucrativos do presente trabalho. Na Região Oeste de Portugal, Melo (2017) obteve 7% (7/100) (IC 95%: 3,4 – 13,7%) de prevalência de *T. canis*, numa amostra que incluía cães com detentor (n=64) e cães de alojados em associações de proteção animal (n=36).

Considerando estudos em países europeus, o estudo de Xhaxhiu et al. (2011) realizado em Tirana (Albânia) registou elevada prevalência para *T. canis* de (75,7% – 84/111) (IC 95%: 66,9 – 82,7%). Este valor da prevalência é resultado da lavagem e observação do conteúdo do trato digestivo, além da realização de métodos coprológicos. O estudo realizado na Dinamarca por Al-Sabi et al. (2013), numa amostra que incluiu apenas cães de caça a prevalência de *T. canis* foi de 12,4% (22/178) (IC 95%: 8,3 – 18,8%). Os cães de caça podem estar mais expostos a parasitas devido ao acesso às zonas de caça, onde o solo se encontra contaminado tanto por fezes de espécies silvestres como de outros cães e, são locais aos quais os cães de companhia habitualmente não têm acesso (Al-Sabi et al. 2013). No estudo de Szwabe e Błaszowska (2017) em cães recém-recolhidos por um alojamento sem fins lucrativos em Lodz (Polónia), a prevalência de *T. canis* foi 16,8% (16/95) (IC 95%: 10,6 – 25,6%). Esta prevalência pode dever-se à amostra ser constituída por animais que não tinham recebido recentemente ou que nunca tinham recebido cuidados veterinários, nomeadamente de controlo parasitário, além de estarem mais expostos a parasitas por se tratar de cães errantes. Mais recentemente, Diakou et al. (2019) nas ilhas Skiathos, Tinos, Ios e Santorini (Grécia) obteve 3,5% (7/200) (IC 95%: 1,7 – 7,0%) de prevalência de *T. canis*, numa amostra que tanto incluiu animais com detentor (n=123), como animais de alojamentos sem fins lucrativos (n=77). É de referir que, os 7 cães que tiveram resultado coprológico positivo para *T. canis* pertenciam a alojamentos sem fins lucrativos.

Considerando estudos noutros continentes, o estudo realizado em Havana (Cuba) apresentou 3,1% (3/98) (IC 95%: 1,0 – 8,6%) de prevalência para *T. canis*, a amostra foi constituída por cães com detentor (n=42) e cães errantes (n=56) (Puebla et al. 2015; Puebla et al. 2017). As amostras fecais em que se detetou a presença de *T. canis* pertenciam a cães errantes (n=3). No estudo Moskvina e Atopkin (2018) em Vladivostoque (Rússia) a prevalência de *T. canis* em cães com detentor foi de 2,1% (3/144) (IC 95%: 0,7 – 5,9%). Em Lower Dir (Paquistão) o estudo de Khan et al. (2019) obteve 10,5% (16/152) (IC 95%: 6,6 – 16,4%) de prevalência. A amostra foi constituída por cães com detentor (n=62) e cães errantes (n=90) e a prevalência de *T. canis* foi respetivamente de 3,22% (2/62) (IC 95%: 0,9 – 11,0%) e de 15,5% (14/90) (IC 95%: 9,5 – 24,4%).

É importante não esquecer o potencial zoonótico de *T. canis* e a elevada resistência dos ovos no ambiente (Overgaauw e van Knapen 2013). Atualmente, a entidade Center for Disease Control and Prevention inclui a toxocarose no grupo das doenças parasitárias negligenciadas (CDC [s.d.]).

A prevalência de *Toxascaris leonina* também foi de 1,1% (1/93) (IC 95%: 0,2 – 5,8%).

Em Portugal as prevalências foram semelhantes à deste trabalho, no estudo de Ferreira et al. (2011) em Évora, a prevalência de *T. leonina* foi de 0,8% (1/126) (IC 95%: 0,1 – 4,4%) e a amostra pertencia a um cão de companhia. No estudo de Neves et al. (2014) no Porto, considerando apenas parte da amostra dos cães clinicamente saudáveis, a prevalência de *T. leonina* foi de 0,6% (1/175) (IC 95%: 0,1 – 3,2%). Na Região Oeste, no estudo desenvolvido Melo (2017) a prevalência foi de 1% (1/100) (IC 95%: 0,2 – 5,4%). No estudo de Félix (2015) não se observou a presença de *T. leonina* nas fezes dos cães de canil que se encontravam em Portalegre (n=33).

Na Europa, o estudo de Szwabe e Błaszowska (2017) em Lodz (Polónia) também registou baixa prevalência de *T. leonina* (1,1% – 1/95) (IC 95%: 0,2 – 5,4%), tal como o de Garcia-Campos et al. (2019) em Dublin (Irlanda), em que a prevalência foi de 2,12% (13/612) (IC 95%: 1,2 – 3,6%) e a amostra também constituída por cães errantes recebidos por um alojamento sem fins lucrativos. No estudo de Sommer et al. (2017) realizado em Belgrado (Sérvia) em cães de alojamentos sem fins lucrativos, a prevalência foi de 9,7% (13/134) (IC 95%: 5,8 – 15,9%).

Relativamente a estudos fora da Europa, também registaram baixas prevalências. O estudo de Bryan et al. (2011) em cães com detentor distribuídos em cinco comunidades remotas da Colúmbia Britânica (Canadá) obteve 1,3% (1/75) (IC 95%: 0,2 – 7,2%) de prevalência para *T. leonina*. O estudo de Khan et al. (2019) em Lower Dir (Paquistão) obteve 1,3% (2/152) (IC 95%: 0,4 – 4,7%) de prevalência no total da amostra. Considerando apenas os cães errantes, a prevalência de *T. leonina* foi de 2,2% (2/90) (IC 95%: 0,6 – 7,7%) mas no grupo de cães de companhia este parasita não foi observado.

É recomendável a implementação de medidas de prevenção semelhantes às de *T. canis*, tais como: manter uma boa higiene pessoal, remover fezes do animal de locais públicos e mesmo da própria propriedade, evitar dietas cruas e comportamentos de predação (Saari et al. 2019). Apesar de *T. leonina* não ter a mesma relevância a nível clínico (Zajac e Conboy 2012), por não migrar no interior do corpo do hospedeiro e apenas restringir-se ao intestino delgado (Saari et al. 2019).

Os parasitas da família Ancylostomatidae foram os mais detetados (10,8% – 10/93) (IC 95%: 5,9 – 18,7%), quer dentro das espécies de nematodes, quer em relação a todas as espécies parasitárias observadas neste trabalho.

Tendo em conta as médias das medições efetuadas às L3 e o número e características das células intestinais, é possível que se trate da espécie *Uncinaria*

*stenocephala* nas amostras colhidas e, isso foi tido em consideração para os estudos de seguida referidos e respetivas prevalências.

Em Portugal, o estudo de Santos (2014) em cães errantes no concelho de Vila Franca de Xira e o de Melo (2017) na Região Oeste em cães com detentor (n=64) e cães de alojamentos sem fins lucrativos (n=36) obtiveram respetivamente: 16,25% (13/80) (IC 95%: 9,7 – 25,8%) e 7% (7/100) (IC 95%: 3,4 – 13,7%) de prevalência para *U. stenocephala*. No estudo de Félix (2015) a prevalência de parasitas da família Ancylostomatidae nos cães de canil de Portalegre foi de 9,1% (3/33) (IC 95%: 3,1 – 23,6%). No presente trabalho, a prevalência no grupo de cães em alojamento sem fins lucrativos foi de 13,3% (4/30) (IC 95%: 5,3 – 29,7%).

Fora do nosso país, no estudo de Xhaxhiu et al. (2011) em Tirana (Albânia) a prevalência de *U. stenocephala* foi de 64,9% (72/111) (IC 95%: 55,6 – 73,1%); no estudo de Al-Sabi et al. (2013) em cães de caça na Dinamarca a prevalência foi de 7,3% (13/178) (IC 95%: 4,3 – 12,1%) e no estudo de Wright et al. (2016) em Lancashire (Inglaterra) em cães com detentor a prevalência foi de 1,2% (2/171) (IC 95%: 0,3 – 4,2%). Em Vladivostoque (Rússia), a prevalência de *U. stenocephala* foi de 2,8% (4/144) (IC 95%: 1,1 – 6,9%), em cães com detentor (Moskvina e Atopkin 2018).

#### **9.4. Protozoários Gastrointestinais**

A prevalência total de protozoários gastrointestinais foi de 2,2% (2/93) (IC 95%: 0,6 – 7,5%). Os parasitas detetados foram *Giardia duodenalis* e *Cystoisospora* sp., ambos com prevalência de 1,1% (1/93) (IC 95%: 0,2 – 5,8%).

Relativamente a estudos portugueses, no estudo de Ferreira et al. (2011) em Évora a prevalência de *Giardia duodenalis* foi de 24,6% (31/126) (IC 95%: 17,9 – 32,8%), nos grupos de cães de companhia (n=77) e de cães de alojamentos sem fins lucrativos (n=49) a prevalência foi respetivamente 1,3% (1/77) (IC 95%: 0,2 – 7,0%) e 61,2% (30/49) (IC 95%: 47,2 – 73,6%). No estudo de Neves et al. (2014) no Porto a prevalência foi de 7,4% (13/175) (IC 95%: 4,4 – 12,3%) no grupo de cães clinicamente saudáveis e de 15,5% (30/193) (IC 95%: 11,1 – 21,3%) no grupo de cães com doença gastrointestinal. No estudo de Pitães et al. (2015) em cães de canis de criação em Viseu a prevalência consoante o método utilizado foi de: 21,6% (11/51) (IC 95%: 12,5 – 34,6%) com recurso ao Speed® *Giardia*, 19,6% (10/51) (IC 95%: 11,0 – 32,5%) recorrendo ao método de flutuação com sulfato de zinco (ZnSO<sub>4</sub>) e 17,6% (9/51) (IC 95%: 9,6 – 30,3%) com a coloração Ziehl-Neelsen.

Considerando estudos desenvolvidos noutros países europeus, no estudo de Becker et al. (2012) na Baixa Saxónia (Alemanha) em cães errantes e ao abrigo de alojamentos sem fins lucrativos a prevalência de *Giardia* sp. foi de 0,9% (4/445) (IC 95%:



0,4 – 2,3%) com o método combinado de sedimentação-flutuação e 11,4% (39/341) (IC 95%: 8,5 – 15,3%) com o teste rápido IDEXX SNAP®. No estudo de Sommer et al. (2017) em cães de alojamentos sem fins lucrativos em Belgrado (Sérvia) a prevalência de *G. duodenalis* foi de 42,5% (57/134) (IC 95%: 34,5 – 51,0%) com o método de mertiolato-iodo-formalina e 45,5% (61/134) (IC 95%: 37,3 – 54,0%) com ELISA. No estudo desenvolvido por Sanchez-Thevenet (2019) em Castelló (Espanha) a prevalência de *Giardia* sp. foi de 34,2% (90/263) (IC 95%: 28,8 – 40,1%) com o MERIFLUOR® *Cryptosporidium/Giardia* (DFAT) e de 1,1% (3/263) (IC 95%: 0,4 – 3,3%) considerando o método anterior e métodos coprológicos em simultâneo. A prevalência de *Giardia* sp. no total da amostra foi de 35,4% (93/263) (IC 95%: 29,8 – 41,3%); no grupo de cães em alojamentos sem fins lucrativos foi de 43,2% (60/139) (IC 95%: 35,2 – 51,5%); nos cães de companhia foi 35,7% (5/14) (IC 95%: 16,3 – 61,2%); nos cães de canis de reprodução foi 27,8% (5/18) (IC 95%: 12,5 – 50,9%); nos cães de caça foi 20,6% (14/68) (IC 95%: 12,7 – 31,6%) e no grupo de cães de pastoreio foi 37,5% (9/24) (IC 95%: 21,2 – 57,3%).

Fora do nosso continente, o estudo de Bryan et al. (2011) em cães com detentor distribuídos em cinco comunidades remotas da Colúmbia Britânica (Canadá) obteve 13,3% (10/75) (IC 95%: 11,5 – 28,9%). No estudo desenvolvido por Puebla et al. (2017) em Havana (Cuba) a prevalência de *G. duodenalis* foi de 11,2% (11/98) (IC 95%: 6,4 – 19,0%) com PCR. Com os métodos coprológicos a prevalência foi de 7,1% (7/98) (IC 95%: 3,5 – 14,0%) e com NOVITEC® *Giardia Microplate* (ELISA) a prevalência foi de 9,2% (9/98) (IC 95%: 4,9 – 16,5%).

Como foi possível observar em estudos anteriormente referidos, a prevalência dos parasitas pode facilmente variar tendo em conta o método usado para a sua deteção. Além disso, a colheita de apenas uma amostra de fezes por animal, associada ao facto de *Giardia* ser excretado de forma intermitente, pode levar a falsos negativos e o valor da prevalência pode ser subestimado.

A prevalência de *Cystoisospora* spp. neste trabalho foi de 1,1% (1/93) (IC 95%: 0,2 – 5,8%).

Em relação à prevalência deste protozoário em estudos portugueses, em Évora foi de 12,7% (16/126) (IC 95%: 8,0 – 19,6%) (Ferreira et al. 2011); no estudo de Félix (2015) nos cães de canil em Portalegre foi de 21,2% (7/33) (IC 95%: 10,7 – 37,8%). No estudo de Morgado (2016) em Vila Franca de Xira a prevalência foi 2,5% (2/80) (IC 95%: 0,7 – 8,7%).

Em estudos europeus, como o de Xhaxhiu et al. (2011), em Tirana (Albânia) a prevalência de *C. canis* foi de 17,1% (19/111) (IC 95%: 11,2 – 25,2%) e de *C. ohioensis/burrowsi* foi de 31,5% (35/111) (IC 95%: 23,6 – 40,7%). No estudo de

Ortuño et al. (2013) na Catalunha (Espanha) no total da amostra a prevalência de *C. canis* foi de 4,8% (8/169) (IC 95%: 2,4 – 9,1%) e do complexo de *C. ohiensis* foi de 13,6% (23/169) (IC 95%: 9,2 – 19,6%). No estudo de Szwabe e Błaszowska (2017) em cães recém-recolhidos por um alojamento sem fins lucrativos em Lodz (Polónia) a prevalência de *Cystoisospora* sp. foi de 1,1% (1/95) (IC 95%: 0,2 – 5,7%). No estudo em Belgrado (Sérvia) desenvolvido por Sommer et al. (2017) a prevalência de *C. canis* foi de 8,2% (11/134) (IC 95%: 4,6 – 14,1%). O estudo de Diakou et al. (2019) nas ilhas Skiathos, Tinos, Ios e Santorini (Grécia) registou 1% (2/200) (IC 95%: 0,3 – 3,6%) de prevalência para *Cystoisospora* sp., sendo os dois animais positivos desta amostra cães de alojamentos sem fins lucrativos. No estudo desenvolvido por Sanchez-Thevenet et al. (2019) na província de Castelló (Espanha) a prevalência de *Cystoisospora* spp. foi de 3,4% (9/263) (IC 95%: 1,8 – 6,4%). A prevalência *Cystoisospora* spp. no grupo de cães de alojamentos sem fins lucrativos foi de 2,9% (4/139) (IC 95%: 1,1 – 7,2%) e no grupo de cães de pastoreio foi de 20,8% (5/24) (IC 95%: 9,2 – 40,5%). Nos grupos de cães de companhia, nos de canis de criação e nos cães de caça não se detetou este parasita.

Considerando estudos noutros continentes, no estudo desenvolvido em Havana (Cuba) a prevalência de *C. canis* foi de 2,0% (2/98) (IC 95%: 0,6 – 7,1%) (Puebla et al. 2015; Puebla et al. 2017) e em Vladivostoque (Rússia) a prevalência de *Cystoisospora* spp. foi de 4,9% (7/144) (IC 95%: 2,4 – 9,7%) (Moskvina e Atopkin 2018).

### **9.5. Trematodes Gastrointestinais**

A prevalência de *Alaria alata* neste trabalho foi de 1,1% (1/93) (IC 95%: 0,2 – 5,8%). No estudo de Umr (1998) na cidade de Kars (Turquia) através da realização de necrópsias a cães errantes a prevalência de *Alaria alata* foi de 5% (1/20) (IC 95%: 0,9 – 23,6%). No estudo de Papazahariadou et al. (2007) em Serres (Grécia) a prevalência foi de 2,5% (7/281) (IC 95%: 1,2 – 5,1%), com o método de sedimentação de Telemann. Os cães desta amostra estavam divididos em dois grupos, no grupo de cães de caça a prevalência foi de 2,4% (4/164) (IC 95%: 1,0 – 6,1%) e no grupo de cães de pastoreio a prevalência foi de 2,6% (3/117) (IC 95%: 0,9 – 7,3%). Nos estudos em várias regiões da Rússia referidos no estudo de Moskvina e Ermolenko (2016) a prevalência de *Alaria alata* foi de: 8,7% em Daguestão (n=320) (Trunova 2008), 2,18% em Altai (Luneva 2014), 16,5% no Cáucaso Norte (n=35) (Zhuravlev 2008), 18,2% em Voronej (n=12) (Nikulin e Romashov 2011), 11,1% nas Águas Minerais do Cáucaso (n=385) (Kolesnikov e Popov 2012), 20,2% em Ivanovo (n=173) (Kryuchkova et al. 2014, Balandina et al. 2014), 29,4% na República de Cabárdia-Balcária (n=17) (Bittirov et al. 2012) e 6,6% em

Moscovo (n=86) (Trusova et al. 2008). Para a pesquisa de parasitas nestes estudos foram realizadas necrópsias. Em relação ao estudo Luneva (2014), retirou-se a informação do estudo de Moskvina e Ermolenko (2016) que foram realizadas necrópsias (n=72) e análise coprológica (n=826). Num estudo mais recente desenvolvido por Mircean et al. (2017) na região da Transilvânia (Roménia) a prevalência global de *Alaria alata* foi de 0,4% (5/1314) (IC 95%: 0,2 – 0,9%), com método de sedimentação. Considerando os grupos de cães que estivessem a fatores de risco semelhantes ao animal positivo neste trabalho, a prevalência de *Alaria alata* nos cães de pastoreio foi de 1,1% (2/185) (IC 95%: 0,3 – 3,9%), enquanto que nos cães de caça (n=61) não foi detetada a presença do trematode.

O estudo de Valverde (2011) teve como objetivo a pesquisa de formas parasitárias gastrointestinais e pulmonares em raposa vermelha (*Vulpes vulpes silacea*) no concelho de Elvas, onde foi possível observar ovos de *Alaria* sp. e obter prevalência de 7,2% (4/55) (IC 95%: 2,9 – 17,3%) na amostra.

*A. alata* é a única espécie do género *Alaria* que se conhece no continente europeu (Gavrilović et al. 2019) e apesar de ter um ciclo de vida complexo e indireto, como já foi descrito, é possível que um cão seja HD se tiver ingerido sapos, rãs, cobras ou ratos, o que pode ter acontecido com o animal deste trabalho, visto que habita no meio rural e quando é solto tem acesso a um curso de água. Não existe nenhum caso descrito no Homem na Europa, mas é possível que *A. alata* seja um risco para a saúde pública, tal como ocorre com as espécies americanas (Portier et al. 2011), até porque já se detetou a sua presença durante a inspeção de carcaças de javali em França. Apesar de serem relativamente poucos os estudos onde se detetou a presença de *A. alata* em cães, esta pode aumentar com a aproximação dos animais silvestres às populações e contacto entre estes e os nossos animais domésticos, o que consequentemente aumenta o risco de exposição do ser humano a este parasita. Basta tomar como exemplo um estudo como o de Valverde (2011) em que este parasita foi assinalado em raposas no concelho de Elvas. Embora este não faça parte dos concelhos do presente estudo, as raposas são animais carnívoros, que para além de oportunistas, deslocam-se de acordo com a disponibilidade de alimento. De maneira que, seria interessante realizar estudos posteriores, possivelmente abrangendo os mesmos concelhos, permitindo uma maior compreensão da relação de parasitismo entre as diferentes espécies de hospedeiros carnívoros domésticos e silvestres.

## 9.6. Cestodes Gastrointestinais

Não foram detetadas formas parasitárias de cestodes na amostra em estudo. Em Portugal, as prevalências de cestodes foram nulas nomeadamente em Évora (0/126) (Ferreira et al. 2011), no Porto (0/368) (Neves et al. 2014) e em Vila Franca de Xira (0/80) (Morgado 2016). Num estudo anterior em Vila Franca de Xira em cães errantes (Santos 2014) a prevalência de cestodes foi de 13,75% (11/80) (IC 95%: 7,9 – 23,0%), através da observação de formas adultas nas fezes e do método de flutuação com solução saturada de sacarose, que também foi usado no estudo de Morgado (2016). Obteve-se em Cantanhede 1,7% (5/301) (IC 95%: 0,7 – 3,8%) de prevalência para cestodes (Cardoso et al. 2014) e na Região Oeste 1% (1/100) (IC 95%: 0,2 – 5,4%) (Melo 2017). No estudo de Félix (2015) as prevalências foram as seguintes: 12,0% (3/25) (IC 95%: 4,2 – 30,0%) em Castelo Branco, 6,9% (2/29) (IC 95%: 1,9 – 22,0%) em Beja, 6,67% (1/15) (IC 95%: 1,2 – 29,8%) na Guarda, 3,8% (1/26) (IC 95%: 0,7 – 18,9%) em Bragança, enquanto que nos distritos de Évora, Faro, Lisboa e Portalegre não registaram presença de formas parasitárias pertencentes à classe Cestoda.

Em relação a outros países da União Europeia (UE) também registaram baixas prevalências de cestodes. Na província de Castelló (Espanha) a prevalência de *Dipylidium caninum*, de *Hymenolepis nana* e de cestodes da família Taeniidae foi respetivamente 1,9% (5/263) (IC 95%: 0,8 – 4,4%), 0,4% (1/263) (IC 95%: 0,1 – 2,1%) e 1,5% (4/263) (IC 95%: 0,6 – 3,8%) (Sanchez-Thevenet et al. 2019). Na região da Transilvânia (Roménia) a prevalência de *D. caninum* foi de 1,4% (19/1314) (IC 95%: 0,9 – 2,2%) e a prevalência de *Taenia* spp. 2,2% (29/1314) (IC 95%: 1,5 – 3,2%) (Mircean et al. 2017). Em Belgrado (Sérvia) a prevalência de *Taenia* spp. foi de 1,5% (2/134) (IC 95%: 0,4 – 5,3%) (Sommer et al. 2017). No estudo de Sauda et al. (2018) nas regiões de Lácio e Toscana (Itália) a prevalência de *D. caninum* foi de 0,5% (3/639) (IC 95%: 0,2 – 1,4%) e de cestodes da família Taeniidae foi de 0,3% (2/639) (IC 95%: 0,1 – 1,1%).

Fora da UE, no estudo de Moskvina e Atopkin (2018) em Vladivostoque (Rússia) a prevalência de *D. caninum* foi de 4,2% (6/144) (IC 95%: 1,9 – 8,8%) e a prevalência de *Taenia* sp. foi de 1,4% (2/144) (IC 95%: 0,4 – 4,9%). No estudo de Khan et al. (2019) em Lower Dir (Paquistão) a prevalência de *D. caninum* foi de 11,8% (18/152) (IC 95%: 7,6 – 17,9%) e a prevalência de *Taenia* spp. foi de 6,57% (10/152) (IC 95%: 3,6 – 11,7%). No estudo de Xhaxhiu et al. (2011) em Tirana (Albânia) a prevalência de *D. caninum* foi de 65,8% (73/111) (IC 95%: 56,5 – 73,9%); a prevalência de *T. hydatigena* foi de 16,2% (18/111) (IC 95%: 10,5 – 24,2%) e a prevalência de *Echinococcus granulosus* foi 2,7% (3/111) (IC 95%: 0,9 – 7,6%). No Adolph et al. (2017) em Oklahoma (Estados Unidos da América) a prevalência de *D. caninum* foi de 49,5% (48/97) (IC 95%: 39,7 – 59,3%) e a prevalência de *Taenia* sp. foi de 7,2% (7/97) (IC 95%: 3,5 – 14,2%).

Tanto no estudo de Xhaxhiu et al. (2011) como no de Adolph et al. (2017) recorreram à realização de necrópsias, além de métodos coprológicos, o que pode explicar as elevadas prevalências registadas de *D. caninum*.

No presente trabalho, a inexistência de amostras positivas para cestodes pode dever-se a um aumento de conhecimento acerca do impacto destes parasitas e consequentemente aumento de zelo por parte dos detentores, visto que a maioria dos animais que surgiram infetados por parasitas gastrointestinais foram cães de trabalho, que podem ter acesso a carcaças de outros animais ou não ser desparasitados regularmente (Palmer et al. 2008). Porém, sendo a libertação de proglotes intermitente, esta pode constituir fator de erro (Robertson et al. 2000).

Robertson et al. (2000). afirmaram que a necrópsia é considerada o *gold standard* em termos de diagnóstico, tendo sido já utilizado em estudos como o de Umur (1998), o de Xhaxhiu et al. (2011), Adolph et al. (2017) e os referidos por Moskvina e Ermolenko (2016), no entanto não é de todo o ideal em trabalhos como este.

### **9.7. Parasitas sanguíneos**

Neste estudo foram considerados três (3/29) (10,3%) (IC 95%: 3,6 – 26,4%) animais infetados por *Leishmania infantum*.

O estudo de Cortes et al. (2012) foi desenvolvido em catorze distritos de Portugal, em cães com detentor e usando *Direct Agglutination Test* (DAT). A prevalência de *L. infantum* em Portalegre foi de 11,65% (29/249) (IC 95%: 8,2 – 16,2%).

No estudo Ballart et al. (2013) na província de Lleida (Espanha) em cães com detentor a seroprevalência foi: de 20% (29/145) (IC 95%: 14,3 – 27,2%) através de IFAT, de 29,7% (43/145) (IC 95%: 22,8 – 37,5%) através de ELISA, 37,9% (55/145) (IC 95%: 30,4 – 46,0%) através de *Western Blot* (WB) e 22,1% (32/145) (IC 95%: 16,1 – 29,5%). através de ICT. Neste estudo foram considerados 33,1% (48/145) (IC 95%: 26,0 – 41,1%) cães seropositivos, estes animais tinham de ter resultado positivo para pelo menos dois métodos.

No estudo de Sauda et al. (2018) desenvolvido nas regiões de Lácio e Toscana (Itália) a prevalência de *L. infantum* em cães de alojamentos sem fins lucrativos foi de 2,5% (16/639) (IC 95%: 1,5 – 4,0%), através de IFAT.

Embora tenham sido referidas prevalências de estudos anteriores na Europa numa tentativa de contextualização do presente trabalho, não é possível garantir que a prevalência calculada seja a prevalência real desta amostra, visto que não se realizaram testes às restantes amostras colhidas.

No estudo de Cortes et al. (2012), realizado no nosso país, identificaram como fatores de risco para a leishmaniose canina: idade igual ou superior a dois anos, ser um

cão *outdoor* ou passar a maior parte do tempo no exterior, ser de raça pura não autóctone, ter pelo curto e habitar no interior do país; o que se verifica nos animais em estudo, que vivem no distrito de Portalegre, que obteve 11,65% de cães seropositivos. Pode-se afirmar que os três animais deste estudo corroboram os fatores de risco: habitam no distrito de Portalegre, apenas a cadela de raça Bouvier Bernois possuía pelo longo e, além disso, os três animais eram de raças puras não autóctones, duas das quais referidas com as seguintes prevalências: Epagneul Breton (13,70%) e Labrador Retriever (8,90%) (Cortes et al. 2012). As duas cadelas viviam no exterior e o cão, que também deu positivo, era cão de caça, função que podia expor o animal nas alturas de maior atividade dos flebótomos.

Cortes et al. (2012) afirmaram que a idade do animal, o tipo de pelo, local de habitação e serem cães de exterior teria mais importância que a raça e a desparasitação na transmissão da infeção de *Leishmania* sp.

Sabe-se que o cão de raça Epagneul Breton tinha uma coleira repelente com deltametrina como princípio ativo (*Scalibor*®), colocada cerca de seis meses antes da consulta na qual se realizou o teste rápido e nunca foi vacinado contra a leishmaniose. Enquanto que, a cadela de raça Bouvier Bernois chegou a ser vacinada antes da infeção e consequente diagnóstico de leishmaniose.

## 10. Conclusões

O presente estudo teve como objetivos a pesquisa e análise da prevalência de parasitas gastrointestinais e respiratórios, tais como *Echinococcus granulosus* e outros cestodes, *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina*, em cães de trabalho, de companhia e errantes no distrito de Portalegre, Portugal. No entanto, não foram detetados parasitas da classe Cestoda nem nematodes cardiopulmonares, o que não significa que estivessem ausentes. É, por isso, recomendada a realização de estudos futuros, possivelmente com outros métodos ou com colheita de mais do que uma amostra por animal.

Em 93 amostras de cães, a prevalência global de parasitismo gastrointestinal foi de 14,0% (13/93), com pelo menos uma espécie parasitária. O parasita mais prevalente pertencia à família Ancylostomatidae (10,8%) e com base nas medições das formas larvares L3 tratava-se de *Uncinaria stenocephala*. Foi possível observar ovos de *Toxocara canis* em 1,1% dos animais e, apesar da prevalência de *T. canis* ser baixa, é importante não esquecer o potencial zoonótico deste parasita e a elevada resistência dos ovos no ambiente.

Também é importante destacar a deteção de ovos do trematode *Alaria alata* nas fezes de um dos cães. Apesar de serem relativamente poucos os estudos onde se detetou a presença de *A. alata* em cães, esta espécie já foi detetada em javalis, porcos e raposas na Europa (Portier et al. 2011; Valverde 2011; Murphy et al. 2012; Gavrilović et al. 2019). Este parasita tem potencial risco zoonótico, o que pode resultar num problema de Saúde Pública. E, o risco pode aumentar com a aproximação dos animais silvestres às populações e contacto entre estes e os nossos animais domésticos. Dado que não foram realizadas necrópsias neste trabalho e o animal não apresentava nenhum sinal clínico suspeito de infeção parasitária, não foi possível obter formas adultas desta espécie.

É de salientar que apenas 7,5% do total dos cães em estudo (7/93) apresentaram sinal clínico do foro gastrointestinal. Porém, não se observaram formas parasitárias nas fezes colhidas.

Dado o valor de prevalência global de parasitismo gastrointestinal obtido e os cães parasitados serem todos assintomáticos, seria pertinente rever com que frequência a desparasitação deve ser feita. Por isso, talvez fosse relevante elaborar estudos futuros acerca da influência da frequência de desparasitação e da realização de análises coprológicas, simples como as que foram realizadas neste trabalho, antes da desparasitação dos animais. A realização de análises coprológicas com regularidade em clínica de animais de companhia permitirá escolher os desparasitantes mais

adequados de acordo com o parasita encontrado. E, no caso de animais em que não se encontrem formas parasitárias, estes não são expostos a tratamentos desnecessários.

Em relação às amostras de sangue colhidas (n=29), duas suscitaram dúvida em relação à presença de *Rickettsia sp./Anaplasma sp.*, não apresentando qualquer dos cães sinais clínicos que nos permitissem suspeitar de infecção hemoparasitária e não se realizaram outros métodos, posteriormente, para a confirmação da sua presença. Foram considerados três animais infetados por *Leishmania infantum*, mas não foi possível garantir que fosse a prevalência real desta amostra, visto que não se realizaram testes serológicos às restantes amostras.

Tendo em conta as limitações quanto ao número de amostras de sangue, recomenda-se a realização de trabalhos futuros no distrito com incidência em hemoparasitas. Ainda que não se espere que ocorra degradação dos protozoários em amostras de sangue a 4°C, é recomendável em estudos futuros a realização dos esfregaços sanguíneos no local de colheita.

Esta dissertação permitiu contribuir com mais informação acerca do parasitismo gastrointestinal e respiratório em cães no distrito de Portalegre, bem como incentivar a realização de estudos futuros noutras zonas interiores e rurais, de modo a alargar o conhecimento da situação epidemiológica do nosso país. E ainda, encorajar o recurso a análises coprológicas, antes de se proceder a qualquer desparasitação, de modo a salvaguardar a eficácia da mesma e proceder à sua utilização para quando exista realmente confirmação de parasitismo.



## 11. Bibliografia

Adam RD. 2001. Biology of *Giardia lamblia*. Clinical Microbiology Reviews. 14(3):447–475. doi:10.1128/CMR.14.3.447.

Adolph C, Barnett S, Beall M, Drake J, Elsemore D, Thomas J, Little S. 2017. Diagnostic strategies to reveal covert infections with intestinal helminths in dogs. Vet Parasitol. 247(December 2016):108–112. doi:10.1016/j.vetpar.2017.10.002. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.10.002>.

Al-Sabi MNS, Kapel CMO, Johansson A, Espersen MC, Koch J, Willesen JL. 2013. A coprological investigation of gastrointestinal and cardiopulmonary parasites in hunting dogs in Denmark. Vet Parasitol. 196(3–4):366–372. doi:10.1016/j.vetpar.2013.03.027.

Alho AM, Seixas R, Rafael T, Madeira de Carvalho L. 2010. Formas larvares dos helmintas: o elo mais forte na desparasitação do cão e do gato. (September):33–46.

[ASP] Australian Society for Parasitology: Giardia duodenalis (Protozoa: Diplomonadida). [acedido em 2020 Ago 18]. <https://www.parasite.org.au/para-site/giardia/giardia-index.html>

[ASP] Australian Society for Parasitology: Leishmania. [acedido em 2020 Ago 19]. <https://www.parasite.org.au/para-site/leishmania/leishmania-index.html>

[ASV] Association of Shelter Veterinarians (US). 2010. Guidelines for Standards of Care in Animal Shelters.[location unknown]: ASV.

Ausvet. Epitools - Epidemiological Calculators. Calculate confidence limits for a sample proportion. [atualizado 2021; acedido 2021 Mar 25]. <https://epitools.ausvet.com.au/ciproportion>

Ballart C, Alcover MM, Picado A, Nieto J, Castillejo S, Portús M, Gállego M. 2013. First survey on canine leishmaniasis in a non classical area of the disease in Spain (Lleida, Catalonia) based on a veterinary questionnaire and a cross-sectional study. Prev Vet Med. 109(1–2):116–127. doi:10.1016/j.prevetmed.2012.09.003. <http://dx.doi.org/10.1016/j.prevetmed.2012.09.003>.

Becker AC, Rohen M, Epe C, Schnieder T. 2012. Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. Parasitol Res. 111(2):849–857. doi:10.1007/s00436-012-2909-7.

Braga MIFL. 2017. Prevalência e sazonalidade de parasitoses gastrointestinais, cardiovasculares e hemáticas em cães do distrito de Beja, Portugal. [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa.

Bowman D. 2014. Georgis' Parasitology for Veterinarians. Tenth Edition. St. Louis (MO): Elsevier Saunders. ISBN: 978-1-4557-4557-4006-2.

Bryan HM, Darimont CT, Paquet PC, Ellis JA, Goji N, Gouix M, Smits JE. 2011. Exposure to infectious agents in dogs in remote coastal British Columbia: Possible sentinels of diseases in wildlife and humans. Can J Vet Res. 75(1):11–17.

Buehl IE, Prosl H, Mundt HC, Tichy AG, Joachim A. 2006. Canine isosporosis - Epidemiology of field and experimental infections. J Vet Med Ser B Infect Dis Vet Public Heal. 53(10):482–487. doi:10.1111/j.1439-0450.2006.00973.x.

Bush AO, Lafferty KD, Lotz JM, Shostak AW. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al revisited. *J. Parasitol.*, 83 (4), 575-583.

Cardoso AS, Costa IMH, Figueiredo C, Castro A, Conceição MAP. 2014. The occurrence of zoonotic parasites in rural dog populations from northern Portugal. *J Helminthol.* 88(2):203–209. doi:10.1017/S0022149X13000047.

Cardoso L, Rodrigues M, Santos H, Schoone GJ, Carreta P, Varejão E, van Benthem B, Afonso MO, Alves-Pires C, Semião-Santos S, Rodrigues J, Shallig HDFH. 2004. Sero-epidemiological study of canine *Leishmania* spp. infection in the municipality of Alijó (Alto Douro, Portugal). *Veterinary Parasitology* 121 (2004) 21–32. doi:10.1016/j.vetpar.2004.02.008.

[CAPC] Companion Animal Parasite Council: Hookworms for Dog. [atualizado em 2020 Jul 29; aceso em 2020 Ago 12]. <https://capcvet.org/guidelines/hookworms>.

[CDC] Centers for Disease Control and Prevention: Parasites - Toxocariasis (also known as Roundworm Infection). [atualizado em 2020 Set 29; aceso em 2021 Mar 22]. <https://www.cdc.gov/parasites/toxocariasis/index.html>.

Cortes S, Vaz Y, Neves R, Maia C, Cardoso L, Campino L. 2012. Risk factors for canine leishmaniasis in an endemic Mediterranean region. *Vet Parasitol.* 189(2–4):189–196. doi:10.1016/j.vetpar.2012.04.028. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.04.028>.

Cortes S, Afonso MO, Alves-Pires C, Campino L. 2007. Stray dogs and leishmaniasis in urban areas, Portugal. *Emerging Infectious Diseases.* Vol. 13, No. 9: 1431-1432. doi: 10.3201/eid1309.070101.

Datz C. 2011. *Parasitic and Protozoal Diseases.* Elsevier Inc. <http://dx.doi.org/10.1016/B978-1-4160-4889-3.00019-X>.

Dereure J, Vanwambeke SO, Malé P, Martinez S, Pratlong F, Balard Y, Dedet JP. 2009. The potential effects of global warming on changes in canine leishmaniasis in a focus outside the classical area of the disease in Southern France. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases.* Vol. 9, No 6: 687-694. doi: 10.1089/vbz.2008.0126.

Despacho nº 1254/2020 de 28 de janeiro. Diário da República Nº 19 - Série II. Direção Geral de Alimentação e Veterinária. Lisboa.

Diakou A, Di Cesare A, Morelli S, Colombo M, Halos L, Simonato G, Tamvakis A, Beugnet F, Paoletti B, Traversa D. 2019. Endoparasites and vector-borne pathogens in dogs from greek islands: Pathogen distribution and zoonotic implications. *PLoS Negl Trop Dis.* 13(5):1–16. doi:10.1371/journal.pntd.0007003.

Dubey JP. 2009. The evolution of the knowledge of cat and dog coccidia. *Parasitology.* 136(12):1469–1475. doi:10.1017/S003118200900585X.

Eligio-García L, Cortes-Campos A, Jiménez-Cardoso E. 2005. Genotype of *Giardia intestinalis* isolates from children and dogs and its relationship to host origin. *Parasitol Res.* 97(1):1–6. doi:10.1007/s00436-005-1368-9.

[ESCCAP] European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (UK). 2020 February. *Worm Control in Dogs and Cats. Sixth Edition.* Malvern: European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. ISBN: 978-1-907259-87-6

[ESCCAP] European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (UK). 2018 February. Control of Intestinal Protozoa in Dogs and Cats. Second Edition. Malvern: European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. ISBN: 978-1-907259-53-1.

[ESCCAP] European Scientific Counsel Companion Animal Parasites (UK). 2012.October. Control of Vector-Borne Diseases in Dogs and Cats. Second Edition. Malvern: European Scientific Counsel Companion Animal Parasites. ISBN: 978-1-907259-32-6.

Félix L. 2015. Parasitoses gastrointestinais e cardiopulmonares em cães : estudo epidemiológico em canis de Portugal Continental. [dissertação de mestrado] Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa.

Felsmann MZ, Michalski MM, Felsmann M, Sokół R, Szarek J, Strzyżewska-Worotyńska E. 2017. Invasive forms of canine endoparasites as a potential threat to public health – A review and own studies. Ann Agric Environ Med. 24(2):245–249. doi:10.5604/12321966.1235019.

Ferreira A, Alho AM, Otero D, Gomes L, Nijse R, Overgaauw PAM, Madeira De Carvalho L. 2017. Urban Dog Parks as Sources of Canine Parasites: Contamination Rates and Pet Owner Behaviours in Lisbon, Portugal. J Environ Public Health. 2017. doi:10.1155/2017/5984086.

Ferreira FS, Pereira-Baltasar P, Parreira R, Padre L, Vilhena M, Távora Tavira L, Atouguia J, Centeno-Lima S. 2011. Intestinal parasites in dogs and cats from the district of Évora, Portugal. Vet Parasitol. 179(1–3):242–245. doi:10.1016/j.vetpar.2011.02.003. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.02.003>.

Freeman RS, Stuart PF, Cullen JB, Ritchie AC, Mildon A, Fernandes BJ, Bonin R. 1976. Fatal human infection with mesocercariae of the trematode *Alaria americana*. Am J Trop Med Hyg 25:803–807.

Gałęcki R, Sokół R, Koziatsek S. 2015. Parasites of wild animals as a potential source of hazard to humans. Annals of Parasitology 2015. 61(2). p. 105 - 108. <https://www.researchgate.net/publication/279182860>.

Garcia-Campos A, Power C, O'Shaughnessy J, Browne C, Lawlor A, McCarthy G, O'Neill EJ, De Waal T. 2019. One-year parasitological screening of stray dogs and cats in County Dublin, Ireland. Parasitology.:746–752. doi:10.1017/S0031182018002020.

Gavrilović P, Pavlović I, Todorović I. 2019. *Alaria alata* mesocercariae in domestic pigs and wild boars in South Banat, northern Serbia. Comp Immunol Microbiol Infect Dis. 63 (January 2018):142–144. doi:10.1016/j.cimid.2019.01.017.

Gevrey J, Takashio M, Euzeby J. 1963. Identification des strongles digestifs des ruminants par les caractères de diagnose de leurs larves infestantes. Bull. Soc. Vet. Med. Comp. 66, 133–147.

Gharekhani J, Heidari H, Hajian-Bidar H, Abbasi-Doulatshahi E, Edalati-Shokat H. 2016. Prevalence of anti-*Leishmania infantum* antibodies in dogs from West of Iran. J Parasit Dis. 40(3):964–967. doi:10.1007/s12639-014-0615-3. <http://dx.doi.org/10.1007/s12639-014-0615-3>.

Gramiccia M, Gradoni L. 2005. The current status of zoonotic leishmaniasis and approaches to disease control. *Int J Parasitol.* 35(11–12):1169–1180. doi:10.1016/j.ijpara.2005.07.001.

Kasvi. Notícias: Hematologia: Como é realizada a técnica de esfregaço de sangue?. 2019. [atualizado 2019 Jan 4, acessado 2019 Nov 7]. <https://kasvi.com.br/esfregaco-de-sangue-hematologia/>

Khan W, Nisa NN, Ullah S, Ahmad S, Mehmood SA, Khan M, Ahmad S, Ali W, Ullah H, Anwar K. 2019. Gastrointestinal helminths in dog feces surrounding suburban areas of Lower Dir district, Pakistan: A public health threat. *Brazilian J Biol.* 6984:1–7. doi:10.1590/1519-6984.211956.

Kirkpatrick CE. 1987. Giardiasis. *Vet Clin North Am - Small Anim Pract.* 17(6):1377–1387. doi:10.1016/S0195-5616(87)50007-9.

Kopp SR, Kotze AC, McCarthy JS, Coleman GT. 2007. High-level pyrantel resistance in the hookworm *Ancylostoma caninum*. *Vet Parasitol.* 143(3–4):299–304. doi:10.1016/j.vetpar.2006.08.036.

Kostopoulou D, Claerebout E, Arvanitis D, Ligda P, Voutzourakis N, Casaert S, Sotiraki S. 2017. Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. *Parasites and Vectors.* 10(1):1–12. doi:10.1186/s13071-017-1989-8. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-017-1989-8>.

Krämer F, Epe C, Mencke N. 2009. Investigations into the prevention of neonatal *Ancylostoma caninum* infections in puppies by application of imidacloprid 10% plus moxidectin 2.5% topical solution to the pregnant dog. *Zoonoses Public Health.* 56(1):34–40. doi:10.1111/j.1863-2378.2008.01181.x.

Lappin MR. 2013. Giardiasis. Elsevier Inc. <http://dx.doi.org/10.1016/B978-1-4377-0795-3.00079-X>.

Lassen B, Jokelainen P. 2016. Survey of the presence of *Toxocara* spp. Eggs in dog feces in Tartu, Estonia. *Vector-Borne Zoonotic Dis.* 16(3):212–214. doi:10.1089/vbz.2015.1895.

[LPVC] Laboratório de Parasitologia Victor Caeiro 2012. Manual de Colheitas e Técnicas Parasitológicas. Évora: LPVC.

Macias VC, Carvalho R, Chaveiro A, Cardoso J. 2013. Larva migrans cutânea - A propósito de um caso clínico. *Revista SPDV.* 71(1):93–96.

Magnaval JF, Glickman LT, Dorchies P, Morassin B. 2001. Highlights of human toxocariasis. *Korean J Parasitol.* 39(1):1–11. doi:10.3347/kjp.2001.39.1.1.

Mateus TL, Castro A, Ribeiro JN, Vieira-Pinto M. 2014. Multiple zoonotic parasites identified in dog feces collected in Ponte de Lima, Portugal—A potential threat to human health. *Int J Environ Res Public Health.* 11(9):9050–9067. doi:10.3390/ijerph110909050.

Matos M, Alho AM, Owen SP, Nunes T, Madeira de Carvalho L. 2015. Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: A survey of dog and cat owners. *Prev Vet Med.* 122(1–2):174–180. doi:10.1016/j.prevetmed.2015.09.006. <http://dx.doi.org/10.1016/j.prevetmed.2015.09.006>.

McNamara J, Drake J, Wiseman S, Wright I. 2018. Survey of European pet owners quantifying endoparasitic infection risk and implications for deworming recommendations. *Parasites and Vectors*. 11(1):1–12. doi:10.1186/s13071-018-3149-1.

Melo ACMS. 2017. Parasitoses Gastrointestinais e Pulmonares em Canídeos e Felídeos da Região Oeste de Portugal Continental. [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa.

Mircean V, Dumitrache MO, Mircean M, Colosi HA, Györke A. 2017. Prevalence and risk factors associated with endoparasitic infection in dogs from Transylvania (Romania): A retrospective study. *Vet Parasitol*. 243:157–161. doi:10.1016/j.vetpar.2017.06.028. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.06.028>.

Miró G, López-Vélez R. 2018. Clinical management of canine leishmaniosis versus human leishmaniasis due to *Leishmania infantum*: Putting "One Health" principles into practice. *Vet Parasitol*. 254:151–159. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.03.002>.

Miró G, Petersen C, Cardoso L, Bourdeau P, Baneth G, Solano-Gallego L, Pennisi MG, Ferrer L, Oliva G. 2017. Novel areas for prevention and control of canine leishmaniosis. *Trends Parasitol*. 33(9):718-730. doi: 10.1016/j.pt.2017.05.005.

Miró G, Cardoso L, Pennisi MG, Oliva G, Baneth G. 2008. Canine leishmaniosis - new concepts and insights on an expanding zoonosis: part two. *Trends Parasitol*. 24(8):371–377. doi:10.1016/j.pt.2008.05.003.

Mitchell SM, Zajac AM, Charles S, Duncan RB, Lindsay DS. 2007. Cystoisospora Canis Nemeséri, 1959 (Syn. *Isospora canis*), Infections in Dogs: Clinical Signs, Pathogenesis, and Reproducible Clinical Disease in Beagle Dogs Fed Oocysts. *J Parasitol*. 93(2):345–352. doi:10.1645/ge-1024r.1.

Mohamed AS, Glickman LT, Camp JW, Lund E, Moore GE. 2013. Prevalence and risk factors for *Giardia* spp. infection in a large national sample of pet dogs visiting veterinary hospitals in the United States (2003-2009). *Vet Parasitol*. 195(1–2):35–41. doi:10.1016/j.vetpar.2012.12.049. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.12.049>.

Möhl K, Große K, Hamedy A, Wüste T, Kabelitz P, Lücker E. 2009. Biology of *Alaria* spp. and human exposition risk to *Alaria mesocercariae*-a review. *Parasitol Res*. 105(1):1–15. doi:10.1007/s00436-009-1444-7.

Morgado GM. 2016. Parasitoses internas e frequência de desparasitação em cães do concelho de Vila Franca de Xira, Portugal. [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa.

Moskvina TV, Atopkin DM. 2018. The prevalence of intestinal parasites of domestic cats and dogs in Vladivostok, Russia during 2014–2017. *Zool Ecol*. 28(3):180–184. doi:10.1080/21658005.2018.1489621. <https://doi.org/10.1080/21658005.2018.1489621>.

Moskvina TV, Ermolenko AV. 2016. Helminth infections in domestic dogs from Russia. *Vet World*. 9(11):1248–1258. doi:10.14202/vetworld.2016.1248-1258.

Motta CE, Rivero MR, De Angelo CD, Sbaffo AM, Tiranti KI. 2019. Risk and protective factors associated with gastrointestinal parasites of dogs from an urban area of Córdoba, Argentina. *Turkish J Vet Anim Sci*. 43(6):846–851. doi:10.3906/vet-1803-29.

Moudgil AD, Mittra S, Agnihotri RK, Sharma D, Sen D. 2016. Prevalence of gastrointestinal parasites in dogs of Palampur, Himachal Pradesh. *J Parasit Dis.* 40(2):227–229. doi:10.1007/s12639-014-0480-0. <http://dx.doi.org/10.1007/s12639-014-0480-0>.

Mukaratirwa S, Singh VP. 2010. Prevalence of gastrointestinal parasites of stray dogs impounded by the Society for the Prevention of Cruelty to Animals (SPCA), Durban and Coast, South Africa. *J S Afr Vet Assoc.* 81(2):123–125. doi:10.4102/jsava.v81i2.124.

Murphy TM, O'Connell J, Berzano M, Dold C, Keegan JD, McCann A, Murphy D, Holden NM. 2012. The prevalence and distribution of *Alaria alata*, a potential zoonotic parasite, in foxes in Ireland. *Parasitol Res.* 111(1):283–290. doi:10.1007/s00436-012-2835-8.

Nemzek JA, Lester PA, Wolfe AM, Dysko RC, Myers DD. 2015. Biology and diseases of dogs. In: Fox JG, Anderson LC, Otto GM, Pritchett-Corning KR, Whary MT, editors. *Laboratory Animal Medicine*. Third Edition. Oxford (UK), San Diego (CA), Cambridge (MA): Academic Press. p. 511-554.

Neves D, Lobo L, Simões PB, Cardoso L. 2014. Frequency of intestinal parasites in pet dogs from an urban area (Greater Oporto, northern Portugal). *Vet Parasitol.* 200(3–4):295–298. doi:10.1016/j.vetpar.2013.11.005. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.11.005>.

Nikolić A, Dimitrijević S, Katić-Radivojević S, Klun I, Bobić B, Djurković-Djaković O. 2008. High prevalence of intestinal zoonotic parasites in dogs from Belgrade, Serbia - Short communication. *Acta Veterinaria Hungarica* 56 (3), pp. 335–340 (2008). doi:10.1556/AVet.56.2008.3.7.

Okulewicz A, Perec-Matysiak A, Buńkowska K, Hildebrand J. 2012. *Toxocara canis*, *Toxocara cati* and *Toxascaris leonina* in wild and domestic carnivores. *Helminthologia.* 49(1):3–10. doi:10.2478/s11687-012-0001-6.

Otero D, Alho AM, Nijse R, Roelfsema J, Overgaauw, Madeira de Carvalho L. 2018. Environmental contamination with *Toxocara* spp. eggs in public parks and playground sandpits of Greater Lisbon, Portugal. *Journal of Infection and Public Health* 11. 1: 94–98. <https://doi.org/10.1016/j.jiph.2017.05.002>.

Ortuño A, Scorza V, Castellà J, Lappin M. 2014. Prevalence of intestinal parasites in shelter and hunting dogs in Catalonia, Northeastern Spain. *Vet J.* 199(3):465–467. doi:10.1016/j.tvjl.2013.11.022.

Overgaauw PAM, van Knapen F. 2013. Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. *Vet Parasitol.* 193(4):398–403. doi:10.1016/j.vetpar.2012.12.035. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.12.035>.

Palmer CS, Thompson RCA, Traub RJ, Rees R, Robertson ID. 2008. National study of the gastrointestinal parasites of dogs and cats in Australia. *Vet Parasitol.* 151(2–4):181–190. doi:10.1016/j.vetpar.2007.10.015.

Papazahariadou M, Founta A, Papadopoulos E, Chliounakis S, Antoniadou-Sotiriadou K, Theodorides Y. 2007. Gastrointestinal parasites of shepherd and hunting dogs in the Serres Prefecture, Northern Greece. *Vet Parasitol.* 148(2):170–173. doi:10.1016/j.vetpar.2007.05.013.

Paternina-Gómez M, Díaz-Olmos Y, Paternina LE, Bejarano EE. 2013. Alta

prevalencia de infección por *Leishmania* (Kinetoplastidae: Trypanosomatidae) en perros del norte de Colombia. *Biomédica* 33 (375-382) doi: <http://dx.doi.org/10.7705/biomedica.v33i3.780>.

Pinto C. 2019 Jun 27. A parasitologia por região: saiba quais parasitas mais frequentes no País. *Veterinária Atual*. <https://www.veterinaria-atual.pt/na-clinica/a-parasitologia-por-regiao-saiba-quais-os-parasitas-mais-frequentes-no-pais/>

Pitães A, Nunes T, Fernandes A, Madeira de Carvalho, LM. 2015. Papel do parasitismo por *Giardia* sp. em sistemas de produção canina – Resultados em canis de criação na região de Viseu, Portugal. *Veterinary Medicine*. 17, 98, 29-36.

Portier J, Jouet D, Ferté H, Gibout O, Heckmann A, Boireau P, Vallée I. 2011. New data in France on the trematode *Alaria alata* (goetze, 1792) obtained during Trichinella inspections. *Parasite*. 18(3):271–275. doi:10.1051/parasite/2011183271.

Prociv P, Croese J. 1996. Human enteric infection with *Ancylostoma caninum*: Hookworms reappraised in the light of a «new» zoonosis. *Acta Trop*. 62(1):23–44. doi:10.1016/S0001-706X(96)00016-2.

Puebla LEJ, Núñez FA, Rivero LR, Hernández YR, Millán IA, Müller N. 2017. Prevalence of intestinal parasites and molecular characterization of *Giardia duodenalis* from dogs in La Habana, Cuba. *Vet Parasitol Reg Stud Reports*. 8:107–112. doi:10.1016/j.vprsr.2017.01.011.

Puebla LEJ, Nunez FA, Rivero LR. 2015. Prevalence of Intestinal Parasites in Dogs from Municipality La Lisa, Havana, Cuba. *J Vet Sci Technol*. 06(05):1–4. doi:10.4172/2157-7579.1000250.

Raza A, Rand J, Qamar AG, Jabbar A, Kopp S. 2018. Gastrointestinal parasites in shelter dogs: Occurrence, pathology, treatment and risk to shelter workers. *Animals*. 8(7). doi:10.3390/ani8070108.

Reinemeyer CR. 2016. Formulations and Clinical Uses of Pyrimidine Compounds in Domestic Animals. Elsevier Inc. <http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-801449-3.00015-6>.

Riboldi E, Carvalho F, Romão PRT, Barcellos RB, Bello GL, Ramos RR, de Oliveira RT, Araújo Júnior JP, Rossetti ML, Dallegrave E. 2018. Molecular method confirms canine *Leishmania* infection detected by serological methods in non-endemic area of Brazil. *Korean J Parasitol* Vol. 56, No. 1: 11-19. <https://doi.org/10.3347/kjp.2018.56.1.11>.

Robertson ID, Irwin PJ, Lymbery AJ, Thompson RCA. 2000. The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. *International Journal of Parasitology*. 30 (2000). p. 1369-1377.

Rogers ME, Bates PA. 2007. *Leishmania* manipulation of sand fly feeding behavior results in enhanced transmission. *PLoS Pathog*. 3(6):0818–0825. doi:10.1371/journal.ppat.0030091.

Saari S, Näreaho A, Nikander S. 2019. Nematoda (Roundworms). *Canine Parasites and Parasitic Diseases*. [location unknown]:Academic Press. p. 83-149. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814112-0.00005-2>.

Saari S, Näreaho A, Nikander S. 2019. Protozoa. *Canine Parasites and Parasitic Diseases*. [location unknown]:Academic Press. p. 5-34. <https://doi.org/10.1016/B978-0->

Saari S, Näreaho A, Nikander S. 2019. Trematoda (Flukes). Canine Parasites and Parasitic Diseases. [location unknown]:Academic Press. p. 35-54. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814112-0.00003-9>

Sanchez-Thevenet P, Carmena D, Adell-Aledón M, Dacal E, Arias E, Saugar JM, Rodríguez E, Dea-Ayuela MA. 2019. High Prevalence and Diversity of Zoonotic and Other Intestinal Parasites in Dogs from Eastern Spain. Vector-Borne and Zoonotic Diseases. Volume XX, Number XX. DOI: 10.1089/vbz.2019.2468

Santos J. 2014. Estudo observacional transversal de parasitas em cães errantes no concelho de Vila Franca de Xira, Portugal. [dissertação de mestrado] Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa.

Sauda F, Malandrucchio L, MacRi G, Scarpulla M, De Liberato C, Terracciano G, Fichi G, Berrilli F, Perrucci S. 2018. *Leishmania infantum*, *Dirofilaria* spp. and other endoparasite infections in kennel dogs in central Italy. Parasite. 25. doi:10.1051/parasite/2018001.

Soares S, Liz CF, Cardoso AL, Machado A, Cunha J, Machado L. 2018. Larva Migrans Cutânea - apresentação típica de dois casos clínicos. Nascer e Crescer – Birth and Grow Medical Journal. 27(1): 46 – 49.

Solano-Gallego L, Mirá G, Koutinas A, Cardoso L, Pennisi MG, Ferrer L, Bourdeau P, Oliva G, Baneth G. 2011. LeishVet guidelines for the practical management of canine leishmaniasis. Parasites and Vectors. 4(1):1–16. doi:10.1186/1756-3305-4-86.

Solano-Gallego L, Koutinas A, Miró G, Cardoso L, Pennisi MG, Ferrer L, Bourdeau P, Oliva G, Baneth G. 2009. Directions for the diagnosis, clinical staging, treatment and prevention of canine leishmaniasis. Vet Parasitol. 165(1–2):1–18. doi:10.1016/j.vetpar.2009.05.022.

Solano-Gallego L, Morell P, Arboix M, Alberola J, Ferrer L. 2001. Prevalence of *Leishmania Infantum* Infection in Dogs Living in an Area of Canine Leishmaniasis Endemicity Using PCR on Several Tissues and Serology. Journal of Clinical Microbiology. Volume 39. Number 2. p. 560–563. doi:10.1128/JCM.39.2.560–563.2001.

Solano-Gallego L, Lull J, Ramos G, Riera C, Arboix M, Alberola J, Ferrer L. 2000. The Ibiza hound presents a predominantly cellular immune response against natural *Leishmania* infection. Vet Parasitol. 90(1–2):37–45. doi:10.1016/S0304-4017(00)00223-5.

Sommer MF, Zdravković N, Vasić A, Grimm F, Silaghi C. 2017. Gastrointestinal parasites in shelter dogs from Belgrade, Serbia. Vet Parasitol Reg Stud Reports. 7(April). p. 54–57. doi:10.1016/j.vprsr.2017.01.001.

Sprent JFA. 1958. Observations on the development of *Toxocara canis* (Werner, 1782) in the dog. Parasitology. 48(1–2). p. 184–209. doi:10.1017/S0031182000021168.

Strube C, Heuer L, Janecek E. 2013. *Toxocara* spp. infections in paratenic hosts. Vet Parasitol. 193(4). p. 375–389. doi:10.1016/j.vetpar.2012.12.033. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.12.033>.

Szwabe K, Błaszowska J. 2017. Stray dogs and cats as potential sources of soil



contamination with zoonotic parasites. *Ann Agric Environ Med.* 24(1). p. 39–43. doi:10.5604/12321966.1234003.

Taylor M, Coop R, Wall R. 2007. Parasites of dogs and cat. In: *Veterinary Parasitology*. Third Edition. Oxford (OX): Blackwell Publishing.

Traversa D. 2012. Pet roundworms and hookworms: A continuing need for global worming. *Parasites and Vectors.* 5(1) p. 1–19. doi:10.1186/1756-3305-5-91.

Ueno H, Gonçalves PC. 1998. Manual para Diagnóstico das Helmintoses de Ruminantes. 4a Edição. Tóquio: Japan Internacional Cooperation Agency.

Umur Ş. 1998. A case of *Alaria alata* in a dog. *Turkish J Vet Anim Sci.* 22(1). p. 89–92. Turkish.

Valverde AJG. 2011. Parasitismo gastrointestinal e pulmonar em raposa-vermelha (*Vulpes vulpes silacea*) no concelho de Elvas. [relatório de estágio] Elvas: Instituto Politécnico de Portalegre, Escola Superior Agrária de Elvas, 66 pp.

Vaz TP, Gama-Melo MO, Quaresma PF, Gontijo CMF, Santos G, Barbosa FS, Fontes G. 2020. Evaluation of the euthanasia of seropositive dogs visceral canine leishmaniasis as the only method of controlig the disease in the enzootic area in the Midwestern Minas Gerais. *Pesq. Vet. Bras.* 40(2):107-112. doi: 10.1590/1678-5150-PVB-6165

Wasiluk A. 2013. *Alaria alata* infection - threatening yet rarely detected trematodiasis *Alaria alata* – przywryca aktualnie zagrażająca choć rzadko wykrywana. *J Lab Diagnostics.* 49(1). p. 33–37. <https://www.researchgate.net/publication/236331023>.

[WHO] World Health Organization. 2010. Control of the leishmaniasis. Report of a meeting of the Expert Committee on the Control of Leishmaniasis; March 22-26; Geneva, Switzerland. *World Health Organ Tech Rep Ser.*(949).

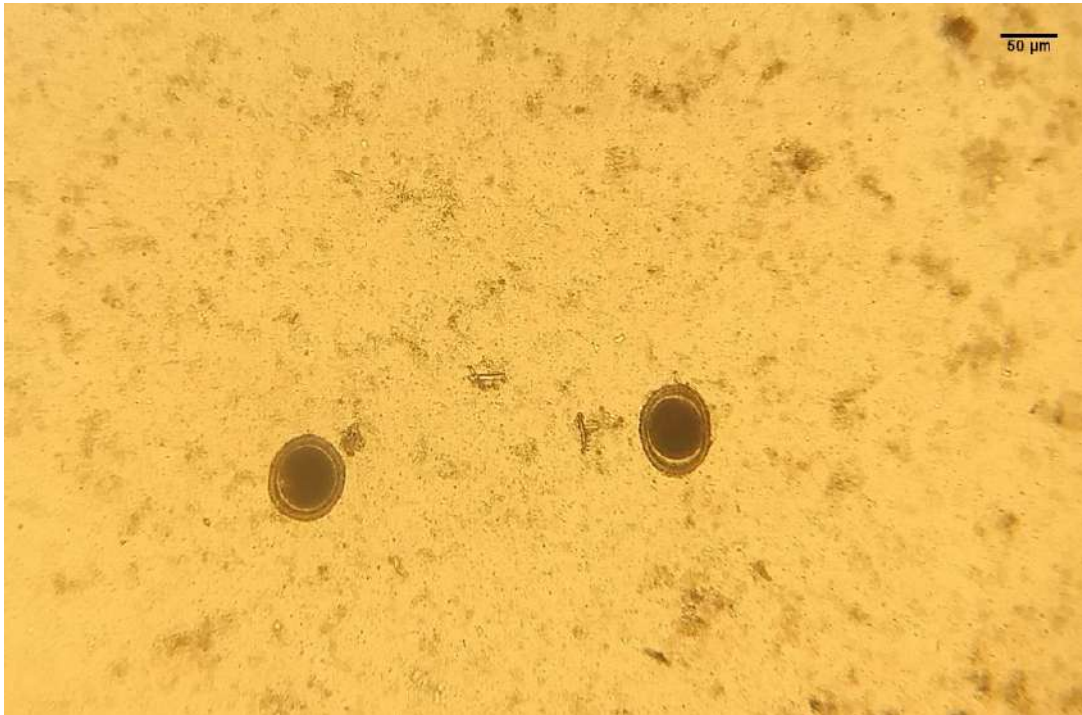
Wright I, Stafford K, Coles G. 2016. The prevalence of intestinal nematodes in cats and dogs from Lancashire, north-west England. *J Small Anim Pract.* 57(8). p. 393–395. doi:10.1111/jsap.12478.

Khaxhiu D, Kusi I, Rapti D, Kondi E, Postoli R, Rinaldi L, Dimitrova ZM, Visser M, Knaus M, Rehbein S. 2011. Principal intestinal parasites of dogs in Tirana, Albania. *Parasitol Res.* 108(2). p. 341–353. doi:10.1007/s00436-010-2067-8.

Zajac AM, Conboy GA, editors. 2012. *Veterinal Clinical Parasitology* [Internet]. Eight Edition. Iowa (US), West Sussex (UK), Oxford (UK): Willey-Blackwell; [acedido em 2020 Jul 23]. <https://books.google.pt/books?id=wi60tSDTqDEC&printsec=frontcover&hl=pt-PT#v=onepage&q&f=false>

## 12. Anexos

### Anexo I – Ovos de *Toxocara canis* (100x) (original)



### Anexo II – Ovos de *Toxascaris leonina* (100x) (original)



**Anexo III – Tabela de prevalências de *Alaria alata* em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Mircean et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio e técnica de sedimentação	Alojamento sem fins lucrativos (n= 372) Canis de reprodução (n= 141) Companhia (n= 199) De caça (n= 61) Pastoreio (n= 185) Guarda (n= 356) Total (n= 1314)	0,3 0 0,5 0 1,1 0,3 0,4	Transilvânia, Roménia
Moskvina et al. 2016	Necrópsias e técnicas de coprologia <sup>1</sup>	Com detentor (n= 320) (n= 72 + 826 <sup>1</sup> ) (n= 35) (n= 12) (n= 385) (n= 173) (n= 17) (n= 86)	8,7 2,18 16,5 18,2 11,1 20,2 29,4 6,6	Regiões da Rússia: Daguestão (Trunova 2008) Altai (Luneva 2014) Cáucaso Norte (Zhuravlev 2008) Voronej (Nikulin e Romashov 2011) Águas Minerais do Cáucaso (Kolesnikov e Popov 2012) Ivanovo (Kryuchkova et al. 2014, Balandina et al. 2014) República de Cabárdia-Balcária (Bittirov et al. 2012) Moscou (Trusova et al. 2008)
Papazahariadou et al. 2007	Técnica de sedimentação de Teleman	De caça (n= 164) Pastoreio (n= 117) Total (n= 281)	2,4 2,6 2,5	Serres, Grécia
Umur 1998	Necrópsia	Errantes (n= 20)	5	Kars, Turquia

**Anexo IV – Tabela de prevalência de *Ancylostoma caninum* em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Adolph et al. 2017	Necrópsia <sup>1</sup> , técnica de flutuação com nitrato de sódio <sup>2</sup> e de centrífugo-flutuação com solução de Sheather <sup>3</sup> e ELISA <sup>4</sup>	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 97)	46,4 <sup>1</sup> 84,4 <sup>2</sup> 86,7 <sup>3</sup> 97,7 <sup>4</sup>	Oklahoma, Estados Unidos da América
Cardoso et al. 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio	De explorações de pequenos ruminantes (n= 301)	40,9*	Cantanhede, Portugal
Diakou et al. 2019	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 77) Com detentor (n= 123) Total (n= 200)	28,6* 2,4* 12,5*	Ilhas Skiathos, Tinos, los e Santorini, Grécia
Félix 2015	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e sedimentação natural	Canil (amostras fecais) Beja (n=29) Bragança (n= 26) Castelo Branco (n= 25)  Évora (n= 20) Faro (n= 23) Guarda (n= 15) Lisboa (n= 29) Portalegre (n= 33) Total (n= 200)	17,2* 7,7* 20*  20* 0 13,3* 0 9,1*	Portugal
Felsmann et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de magnésio e de cloreto de sódio	Com detentor e errantes (?) (n= 339)	16,2*	Chelmno, Polónia
Ferreira et al. 2011	Técnica de flutuação-sedimentação pelo método de Faust modificado	Companhia (n= 77) Alojamentos sem fins lucrativos (n= 49) Total (n= 126)	10,4 6,1 8,7	Évora, Portugal

Ferreira et al. 2017	Técnica de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sacarose	Com detentor e errantes (?) (n= 369)	16,5*	Lisboa, Portugal
Khan et al. 2019	Técnicas de centrifugação e esfregaço fecal direto	Com detentor (n= 62) Errantes (n= 90) Total (n= 152)	3,22 4,44 3,94	Lower Dir, Paquistão
Kostopoulou et al. 2017	Técnica de flutuação-sedimentação com solução saturada de sacarose e cloreto de sódio	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 278) Companhia (n= 529) Pastoreio (n= 72) Total (n= 879)	9,7* 5,3* 33,3* 9,2*	Creta, Grécia
Mateus et al. 2014	Técnica de flutuação	Amostras colhidas do solo (n= 296) De explorações de ruminantes (n= 195) De caça (n= 101) Total (n= 592)	44,59* 31,28* 70,30*	Ponte de Lima, Portugal
Melo 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Com detentor (n= 64) Alojamentos sem fins lucrativos (n= 36) Total (n= 100)	1	Região Oeste, Portugal
Moskvina e Atopkin 2018	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco comercial (OVATEC® Plus)	Com detentor (n= 144)	6,9	Vladivostoque, Rússia
Motta et al. 2019	Técnicas de flutuação de Willis com solução saturada de cloreto de sódio e de Sheather com solução saturada de sacarose	Com detentor (n= 493)	30,83	Córdoba, Argentina
Papazahariadou et al. 2007	Técnica de sedimentação de Teleman	De caça (n= 164) Pastoreio	0,6* 6,0*	Serres, Grécia

		(n= 117) Total (n= 281)	2,8*	
Puebla et al. 2017	Técnicas de flutuação de Willis-Malloy e de esfregaço fecal pelo método de Kato-Katz	Alojamento sem fins lucrativos (n= 56) Com detentor (n= 42) Total (n= 98)	21,4	Havana, Cuba
Ortuño et al. 2013	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 81) De caça (n= 88) Total (n= 169)	3,7* 52,2* 28,4*	Catalunha, Espanha
Sanchez-Thevenet et al. 2019	Técnica de flutuação de Sheater com solução saturada de sacarose	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 139) Companhia (n= 14) Canis de reprodução (n= 18) De caça (n= 68) Pastoreio (n= 24) Total (n= 263)	5,0* 0* 0* 76,5 50,0 27,0	Castelló, Espanha
Santos 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose	Errantes (n= 80)	15	Vila Franca de Xira, Portugal
Sommer et al. 2017	Técnica de concentração de mertiolato-iodo-formalina	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 134)	41,0*	Belgrado, Sérvia
Szwabe e Błaszowska 2017	Mini Parasep®SF	Alojamento sem fins lucrativos (n= 95)	7,4*	Lodz, Polónia
Xhaxhiu et al. 2011	Análise ao trato digestivo	Errantes (?) (n= 111)	13,5	Tirana, Albânia
Wright et al. 2016	FLOTAC®	Com detentor (n= 171)	0,6	Lancashire, Inglaterra

\* - Estudos nos quais a espécie de ancilostomatídeo presente não foi identificada.

**Anexo V – Tabela de prevalências de *Cystoisospora* spp. em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Al-Sabi et al. 2013	Técnica de flutuação com solução saturada de nitrato de sódio (Fecalyzer® EVSCO)	De caça (n= 178)	0,6	Dinamarca
Braga 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 122)	8	Beja, Portugal
Cardoso et al. 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio	De explorações de pequenos ruminantes (n= 301)	4,0	Cantanhede, Portugal
Diakou et al. 2019	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 77) Com detentor (n= 123) Total (n= 200)	2,6 0 1	Ilhas Skiathos, Tinos, los e Santorini, Grécia
Félix 2015	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e sedimentação natural	Canil (amostras fecais) Beja (n=29) Bragança (n= 26) Castelo Branco (n= 25) Évora (n= 20) Faro (n= 23) Guarda (n= 15) Lisboa (n= 29) Portalegre (n= 33) Total (n= 200)	13,8 0 0 0 4,3 13,3 6,9 21,2	Portugal
Felsmann et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de magnésio e de cloreto de sódio	Com detentor e errantes (?) (n= 339)	10,9	Chelmno, Polónia
Ferreira et al. 2011	Técnica de flutuação-sedimentação pelo método de Faust modificado	Companhia (n= 77) Alojamentos sem fins lucrativos (n= 49) Total (n= 126)	11,7 14,3 12,7	Évora, Portugal
Ferreira et al. 2017	Técnica de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sacarose	Com detentor e errantes (?) (n= 369)	1,1	Lisboa, Portugal



Kostopoulou et al. 2017	Técnica de flutuação-sedimentação com solução saturada de sacarose e cloreto de sódio	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 278) Companhia (n=529) Pastoreio (n= 72) Total (n= 879)	7,6 2,5 8,3 4,6	Creta, Grécia
Mateus et al. 2014	Técnica de flutuação	Amostras colhidas do solo (n= 296) De explorações de ruminantes (n= 195) De caça (n= 101) Total (n= 592)	3,04 1,54 4,95	Ponte de Lima, Portugal
Morgado 2016	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose	Com detentor (n=80)	2,5	Vila Franca de Xira, Portugal
Moskvina e Atopkin 2018	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco comercial (OVATEC® Plus)	Com detentor (n= 144)	4,9	Vladivostoque, Rússia
Motta et al. 2019	Técnicas de flutuação de Willis com solução saturada de cloreto de sódio e de Sheather com solução saturada de sacarose	Com detentor (n= 493)	7,71	Córdoba, Argentina
Mukaratiwa e Singh 2010	Técnica de concentração de formol-éter	Errantes (n= 240)	1,3	Durban, África do Sul
Neves et al. 2014	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Com detentor (n= 368) Grupo clinicamente saudável (n=175) Grupo com doença gastrointestinal (n=193)	8,0 13,5	Porto, Portugal
Ortuño et al. 2013	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 81)  De caça (n= 88)	24,6 ( <i>C. ohioensis</i> complexo) 6,2 ( <i>C. canis</i> )  3,4 ( <i>C. ohioensis</i> complexo) 3,4 ( <i>C. canis</i> )	Catalunha, Espanha



		Total (n= 169)	13,3 ( <i>C. ohioensis</i> complexo) 4,8 ( <i>C. canis</i> )	
Papazahariadou et al. 2007	Técnica de sedimentação de Telesman	Pastoreio (n= 117) De caça (n= 164) Total (n= 281)	4,3 3,7 3,9	Serres, Grécia
Puebla et al. 2015; Puebla et al. 2017	Técnicas de flutuação de Willis-Malloy, de esfregaço fecal pelo método de Kato-Katz e coloração ácido-resistente	Alojamento sem fins lucrativos (n= 56) Com detentor (n= 42) Total (n= 98)	1,8 2,4 2,0	Havana, Cuba
Sanchez-Thevenet et al. 2019	Técnica de flutuação de Sheater com solução saturada de sacarose	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 139) Companhia (n= 14) Canis de reprodução (n= 18) De caça (n= 68) Pastoreio (n= 24) Total (n= 263)	2,9 0 0 0 20,8 3,4	Castelló, Espanha
Sommer et al. 2017	Técnica de concentração de mertiolato-iodo-formalina	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 134)	8,2	Belgrado, Sérvia
Szwabe e Błaszowska 2017	Mini Parasep®SF	Alojamento sem fins lucrativos (n= 95)	1,1	Lodz, Polónia
Xhaxhiu et al. 2011	Análise ao trato digestivo	Errantes (?) (n= 111) <i>C. canis</i> <i>C. ohioensis/burrowsi</i>	17,1 31,5	Tirana, Albânia

**Anexo VI – Tabela de prevalências de *Giardia* spp. em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Becker et al. 2012	Técnica de flutuação-sedimentação <sup>1</sup> e teste IDEXX SNAP® <sup>2</sup>	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 445) (n=341)	0,9 <sup>1</sup> 11,4 <sup>2</sup>	Baixa Saxónia, Alemanha
Braga 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural e esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen	Alojamentos sem fins lucrativos (n=122)	33	Beja, Portugal
Bryan et al. 2011	Técnica de flutuação Sheather com solução saturada de sacarose e Cyst-a-glo® (DIF)	Com detentor (n= 75)	13,3	British Columbia, Canadá
Ferreira et al. 2011	Técnica de flutuação-sedimentação pelo método de Faust modificado e PCR	Companhia (n= 77) Alojamentos sem fins lucrativos (n= 49) Total (n= 126)	1,3 61,2 24,6	Évora, Portugal
Ferreira et al. 2017	Técnica de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sacarose e esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen	Com detentor e errantes (?) (n= 369)	11,4	Lisboa, Portugal
Kostopoulou et al. 2017	MERIFLUOR® <i>Cryptosporidium</i> / <i>Giardia</i> (DFAT) e PCR	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 278) Companhia (n=529) Pastoreio (n= 72) Total (n= 879)	54,3 12,9 4,2 25,2	Creta, Grécia
Mircean et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio	Alojamento sem fins lucrativos (n= 372) Canis de reprodução (n= 141) Companhia (n= 199) De caça (n= 61) Pastoreio (n= 185) Guarda (n= 356) Total (n= 1314)	21,0 15,6 8,5 3,3 2,2 2,2 10	Transilvânia, Roménia
Mukaratirwa e Singh 2010	Técnica de concentração de formol-éter	Errantes (n= 240)	5,4	Durban, África do Sul
Neves et al. 2014	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Com detentor (n= 368) Grupo clinicamente saudável (n=175) Grupo com doença gastrointestinal (n=193)	7,4 15,5	Porto, Portugal

Nikolić et al. 2008	Técnicas de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio e de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco e esfregaço fecal direto	Errantes (n= 75) Companhia (n= 65) De trabalho militar (n= 11) Total (n= 151)	18,7 6,2 36,4 14,6	Belgrado, Sérvia
Ortuño et al. 2013	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco e PCR	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 81) De caça (n= 88) Total (n= 169)	63 15,3 37,4	Catalunha, Espanha
Papazahariadou et al. 2007	Técnica de sedimentação de Telemann	Pastor (n= 117) De caça (n= 164) Total (n= 281)	6,0 3,0 4,3	Serres, Grécia
Pitães et al. 2015	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco <sup>1</sup> , Speed® Giardia <sup>2</sup> e coloração Ziehl-Neelsen <sup>3</sup>	Canis de criação (n= 51)	19,6 <sup>1</sup> 21,6 <sup>2</sup> 17,6 <sup>3</sup>	Viseu, Portugal
Puebla et al. 2017	Métodos coprológicos <sup>1</sup> , NOVITEC® Giardia Microplate (ELISA) <sup>2</sup> e PCR <sup>3</sup>	Alojamento sem fins lucrativos (n= 56) Com detentor (n= 42) Total (n= 98)	7,1 <sup>1</sup> 9,2 <sup>2</sup> 11,2 <sup>3</sup>	Havana, Cuba
Sanchez-Thevenet et al. 2019	Técnica de flutuação de Sheater com solução saturada de sacarose, de concentração de formol-éter de Ritchie modificado e MERIFLUOR® Cryptosporidium/Giardia (DFAT)	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 139) Companhia (n= 14) Canis de reprodução (n= 18) De caça (n= 68) Pastoreio (n= 24) Total (n= 263)	43,2 35,7 27,8 20,6 37,5 35,4	Castelló, Espanha
Santos 2014	Técnica coloração de Ziehl-Neelsen	Errantes (n= 80)	32,5	Vila Franca de Xira, Portugal
Sommer et al. 2017	Técnica de concentração de mertiolato-iodo-formalina e ProSpecT™ Giardia Microplate (ELISA)*	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 134)	42,5 45,5*	Belgrado, Sérvia

**Anexo VII – Tabela de prevalência de *Leishmania* spp. em cães em diferentes países.**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Ballart et al. 2013	IFAT <sup>1</sup> , ELISA <sup>2</sup> , ICT <sup>3</sup> e WB <sup>4</sup>  * Resultado positivo em pelo menos dois métodos	Com detentor (n= 145)	20 <sup>1</sup> 29,7 <sup>2</sup> 22,1 <sup>3</sup> 37,9 <sup>4</sup> 33,1*	Lleida, Espanha
Cardoso et al. 2004	Teste de aglutinação direta	Com detentor (n= 1540)	18,7	Alijó, Portugal
Cortes et al. 2007	IFAT	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 97) Com detentor (n= 277) Total (n= 374)	21,6  18,4 19,2	Lisboa, Portugal
Cortes et al. 2012	Teste de aglutinação direta	Com detentor (n= 155) (n= 80) (n= 151) (n= 135) (n= 229) (n= 268) (n= 87) (n= 206) (n= 63) (n= 140) (n= 773) (n= 249) (n= 506) (n= 231) (n= 343) (n= 114) (n= 77) (n=167) Total (n= 3974)	 1,29 11,25 1,99 7,41 16,16 5,97 2,3 4,37 6,35 2,86 5,43 11,65 2,96 7,36 4,66 0,88 7,79 6,59 5,86	Aveiro, Portugal Beja, Portugal Braga, Portugal Bragança, Portugal Castelo Branco, Portugal Coimbra, Portugal Évora, Portugal Faro, Portugal Guarda, Portugal Leiria, Portugal Lisboa, Portugal Portalegre, Portugal Porto, Portugal Santarém, Portugal Setúbal, Portugal Viana do Castelo, Portugal Vila Real, Portugal Viseu, Portugal
Dereure et al. 2009	IFAT (2007)	Com detentor (n= 29) (n= 8) (n= 29) (n= 18) (n= 6) (n= 20) Total (n= 110) (n= 5) (n= 7) (n= 15) (n= 19) (n= 33) (n= 27)	 6,89 0 3,44 0 0 0 2,72 0 14,28 6,66 15,78 18,18 3,70	Aston, França Cabannes, França Verdun, França Albiès, França Château V., França Luzenac, França Valley Villages, França Alliat, França Miglos, França Quié, França Surba, França Arignac, França Rabat, França

		Total (n= 106) Total (n= 216)	11,32	Foothill Vilages, França
Diakou et al. 2019	PCR <sup>1</sup> e ICT <sup>2</sup>	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 77) Com detentor (n= 123) Total (n= 200)	6,5 <sup>1,2</sup>	Ilhas Skiathos, Tinos, Ios e Santorini, Grécia
Gharekhani et al. 2016	ELISA	Errantes (n= 170) Pastoreio (n= 210) Total (n= 380)	6,47 1,9 3,95	Hamadã, Irão
Paternina-Gómez et al. 2013	PCR	Com detentor (n= 83) (n= 42) (n= 9) Total (n= 134)	34,9 35,7 11,1 33,6	Sincelejo, Colômbia Sampués, Colômbia Ovejas, Colômbia
Riboldi et al. 2018	ICT <sup>1</sup> , ELISA <sup>2</sup> e Real Time PCR <sup>3</sup>	Com detentor (n= 107) (n= 216) (n= 82) Total (n=405)  RT- PCR <sup>3</sup> (n=405)	4,7 <sup>1</sup> 2,8 <sup>2</sup> 2,8 <sup>1</sup> 1,9 <sup>2</sup> 1,2 <sup>1</sup> 0 <sup>2</sup> 3,0 <sup>1</sup> 1,7 <sup>2</sup>  4,0	Canoas, Brasil São Leopoldo, Brasil Novo Hamburgo, Brasil Área Metropolitana de Porto Alegre
Sauda et al. 2018	IFAT	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 639)	2,5	Lácio e Toscana, Itália
Solano-Gallego et al. 2001	ELISA e PCR	Com detentor ou errantes (?) (n= 100)	67	Maiorca, Espanha

**Anexo VIII – Tabela de prevalência de *Toxascaris leonina* em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Braga 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 122)	6	Beja, Portugal
Bryan et al. 2011	Técnica de flutuação Sheather com solução saturada de sacarose	Com detentor (n= 75)	1	Columbia Britânica, Canadá
Félix 2015	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e sedimentação natural	Canil (amostras fecais) Beja (n=29) Bragança (n= 26) Castelo Branco (n= 25) Évora (n= 20) Faro (n= 23) Guarda (n= 15) Lisboa (n= 29) Portalegre (n= 33) Total (n= 200)	3,4 3,8 0 0 0 6,67 0 0	Portugal
Ferreira et al. 2011	Técnica de flutuação-sedimentação pelo método de Faust modificado	Companhia (n= 77) Alojamentos sem fins lucrativos (n= 49) Total (n= 126)	1,3 0 0,8	Évora, Portugal
Ferreira et al. 2017	Técnica de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sacarose	Com detentor e errantes (?) (n= 369)	1,1	Lisboa, Portugal
Garcia-Campos et al. 2019	Técnica de flutuação	Errantes (n= 612)	2,12	Dublin, Irlanda
Khan et al. 2019	Técnicas de centrifugação e esfregaço fecal direto	Com detentor (n= 62) Errantes (n= 90) Total (n= 152)	0 2,22 1,31	Lower Dir, Paquistão

Mateus et al. 2014	Técnica de flutuação	Amostras colhidas do solo (n= 296) De explorações de ruminantes (n= 195) De caça (n= 101) Total (n= 592)	0,68 0 0	Ponte de Lima, Portugal
Melo 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Com detentor (n=64) Alojamentos sem fins lucrativos (n=36) Total (n=100)	1	Região Oeste, Portugal
Neves et al. 2014	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Com detentor (n= 368) Grupo clinicamente saudável (n=175) Grupo com doença gastrointestinal (n=193)	0,6 0,5	Porto, Portugal
Ortuño et al. 2013	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n=81) De caça (n=88) Total (n=169)	2,4 2,2 2,3	Catalunha, Espanha
Sanchez- Thevenet et al. 2019	Técnica de flutuação de Sheater com solução saturada de sacarose	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 139) Companhia (n= 14) Canis de reprodução (n= 18) De caça (n= 68) Pastoreio (n= 24) Total (n= 263)	3,6 0 0 0 20,8 3,8	Castelló, Espanha
Sommer et al. 2017	Técnica de concentração de mertiolato-iodo-formalina	Alojamentos sem fins lucrativos (n=134)	9,7	Belgrado, Sérvia
Szwabe e Błaszowska 2017	Mini Parasep®SF	Alojamento sem fins lucrativos (n= 95)	1,1	Lodz, Polónia
Xhaxhiu et al. 2011	Análise ao trato digestivo	Errantes (?) (n= 111)	0,9	Tirana, Albânia

**Anexo IX – Tabela de prevalência de *Toxocara canis* em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Al-Sabi et al. 2013	Técnica de flutuação com solução saturada de nitrato de sódio (Fecalyzer® EVSCO)	De caça (n= 178)	12,4	Dinamarca
Braga 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 122)	4	Beja, Portugal
Bryan et al. 2011	Técnica de flutuação Sheather com solução saturada de sacarose	Com detentor (n=75)	4,0	Colúmbia Britânica, Canadá
Cardoso et al. 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio	De explorações de pequenos ruminantes (n= 301)	8,0	Cantanhede, Portugal
Diakou et al. 2019	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 77) Com detentor (n= 123) Total (n= 200)	9,1 0 3,5	Ilhas Skiathos, Tinos, los e Santorini, Grécia
Félix 2015	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e sedimentação natural	Canil (amostras fecais) Beja (n=29) Bragança (n= 26) Castelo Branco (n= 25) Évora (n= 20) Faro (n= 23) Guarda (n= 15) Lisboa (n= 29) Portalegre (n= 33) Total (n= 200)	10,3 7,7 0 5 4,3 13,3 3,45 0	Portugal
Felsmann et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de magnésio e de cloreto de sódio	Com detentor e errantes (?) (n= 339)	23,4	Chelmno, Polónia
Ferreira et al. 2011	Técnica de flutuação-sedimentação	Companhia (n= 77)	2,6	Évora, Portugal



	pelo método de Faust modificado	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 49) Total (n= 126)	4,1 3,2	
Ferreira et al. 2017	Técnica de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sacarose	Com detentor e errantes (?) (n= 369)	0,5	Lisboa, Portugal
Khan et al. 2019	Técnicas de centrifugação e esfregaço fecal direto	Com detentor (n= 62) Errantes (n= 90) Total (n= 152)	3,22 15,5 10,5	Lower Dir, Paquistão
Kostopoulou et al. 2017	Técnica de flutuação-sedimentação com solução saturada de sacarose e cloreto de sódio	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 278) Companhia (n=529) Pastoreio (n= 72) Total (n= 879)	12,2 5,1 8,3 7,6	Creta, Grécia
Lassen e Jokelainen 2016	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio e glucose	Com detentor e errantes (?) (n= 234)	1,7	Tartu, Estónia
Mateus et al. 2014	Técnica de flutuação	Amostras colhidas do solo (n= 296) De explorações de ruminantes (n= 195) De caça (n= 101) Total (n= 592)	7,43 11,28 10,89	Ponte de Lima, Portugal
Melo 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Com detentor (n=64) Alojamentos sem fins lucrativos (n=36) Total (n=100)	7	Região Oeste, Portugal
Mircean et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio	Alojamento sem fins lucrativos (n= 372) Canis de reprodução (n= 141) Companhia (n= 199) De caça (n= 61) Pastoreio (n= 185) Guarda (n= 356) Total (n= 1314)	20,7 11,3 12,1 16,4 18,9 15,7 16,6	Transilvânia, Roménia
Morgado 2016	Técnica de flutuação com solução	Com detentor (n=80)	1,3	Vila Franca de Xira, Portugal

	saturada de sacarose			
Moskvina e Atopkin 2018	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco comercial (OVATEC® Plus)	Com detentor (n= 144)	2,1	Vladivostoque, Rússia
Motta et al. 2019	Técnicas de flutuação de Willis com solução saturada de cloreto de sódio e de Sheather com solução saturada de sacarose	Com detentor (n= 493)	6,9	Córdoba, Argentina
Neves et al. 2014	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Com detentor (n= 368) Grupo clinicamente saudável (n=175) Grupo com doença gastrointestinal (n=193)	5,1 7,8	Porto, Portugal
Nikolić et al. 2008	Técnicas de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio e de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco e esfregaço fecal direto	Errantes (n= 75) Companhia (n= 65) De trabalho militar (n= 11) Total (n= 151)	25,3 36,9 27,3 30,5	Belgrado, Sérvia
Ortuño et al. 2013	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n=81) De caça (n=88) Total (n=169)	7,4 6,8 6,9	Catalunha, Espanha
Papazahariadou et al. 2007	Técnica de sedimentação de Teleman	De caça (n= 164) Pastoreio (n= 117) Total (n= 281)	12,8 12,8 12,8	Serres, Grécia
Puebla et al. 2015; Puebla et al. 2017	Técnicas de flutuação de Willis-Mallooy, de esfregaço fecal	Alojamento sem fins lucrativos (n= 56) Com detentor (n= 42) Total (n= 98)	5,4 0 3,1	Havana, Cuba

	pelo método de Kato-Katz			
Sanchez- Thevenet et al. 2019	Técnica de flutuação de Sheater com solução saturada de sacarose	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 139) Companhia (n= 14) Canis de reprodução (n= 18) De caça (n= 68) Pastoreio (n= 24) Total (n= 263)	8,6 0 0 7,4 16,7 8,0	Castelló, Espanha
Santos 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose	Errantes (n= 80)	15	Vila Franca de Xira, Portugal
Shukullari et al. 2015	Técnicas de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Com detentor (n= 602)	8,0	Tirana, Albânia
Sommer et al. 2017	Técnica de concentração de mertiolato-iodo-formalina	Alojamentos sem fins lucrativos (n=134)	3,0	Belgrado, Sérvia
Szwabe e Błaszowska 2017	Mini Parasep®SF	Alojamento sem fins lucrativos (n= 95)	16,8	Lodz, Polónia
Khaxhiu et al. 2011	Análise ao trato digestivo	Errantes (?) (n= 111)	75,7	Tirana, Albânia
Wright et al. 2016	FLOTAC®	Com detentor (n= 171)	5,3	Lancashire, Inglaterra

**Anexo X – Tabela de prevalência de *Uncinaria stenocephala* em cães em diferentes países**

<b>Autor</b>	<b>Método utilizado</b>	<b>População em estudo (n= amostra)</b>	<b>Resultado (%)</b>	<b>Localização</b>
Al-Sabi et al. 2013	Técnica de flutuação com solução saturada de nitrato de sódio (Fecalyzer® EVSCO)	De caça (n= 178)	7,3	Dinamarca
Braga 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 122)	25	Beja, Portugal
Cardoso et al. 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio	De explorações de pequenos ruminantes (n= 301)	40,9*	Cantanhede, Portugal
Félix 2015	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e sedimentação natural	Canil (amostras fecais) Beja (n=29) Bragança (n= 26) Castelo Branco (n= 25) Évora (n= 20) Faro (n= 23) Guarda (n= 15) Lisboa (n= 29) Portalegre (n= 33) Total (n= 200)	17,2* 7,7* 20* 20* 0 13,3* 0 9,1*	Portugal
Felsmann et al. 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de magnésio e de cloreto de sódio	Com detentor e errantes (?) (n= 339)	16,2*	Chelmno, Polónia
Ferreira et al. 2017	Técnica de centrífugo-sedimentação-flutuação com solução saturada de sacarose	Com detentor e errantes (?) (n= 369)	16,5*	Lisboa, Portugal
Kostopoulou et al. 2017	Técnica de flutuação-sedimentação com solução	Alojamentos sem fins lucrativos (n= 278) Companhia	9,7* 5,3*	Creta, Grécia

	saturada de sacarose e cloreto de sódio	(n= 529) Pastoreio (n= 72) Total (n= 879)	33,3* 9,2*	
Mateus et al. 2014	Técnica de flutuação	Amostras colhidas do solo (n= 296) De explorações de ruminantes (n= 195) De caça (n= 101) Total (n= 592)	44,59* 31,28* 70,30*	Ponte de Lima, Portugal
Melo 2017	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose e de sedimentação natural	Com detentor (n=64) Alojamentos sem fins lucrativos (n=36) Total (n=100)	7	Região Oeste, Portugal
Moskvina e Atopkin 2018	Técnica de flutuação com solução saturada de sulfato de zinco comercial (OVATEC® Plus)	Com detentor (n= 144)	2,8	Vladivostoque, Rússia
Ortuño et al. 2013	Técnica de centrífugo-flutuação com solução saturada de sulfato de zinco	Alojamentos sem fins lucrativos (n=81) De caça (n=88) Total (n=169)	3,7* 52,2* 28,4*	Catalunha, Espanha
Papazahariadou et al. 2007	Técnica de sedimentação de Telemán	De caça (n= 164) Pastoreio (n= 117) Total (n= 281)	0,6* 6,0* 2,8*	Serres, Grécia
Santos 2014	Técnica de flutuação com solução saturada de sacarose	Errantes (n= 80)	16,25	Vila Franca de Xira, Portugal
Sommer et al. 2017	Técnica de concentração de mertiolato-iodo-formalina	Alojamentos sem fins lucrativos (n=134)	41,0*	Belgrado, Sérvia
Szwabe e Błaszowska 2017	Mini Parasep®SF	Alojamento sem fins lucrativos (n= 95)	7,4*	Lodz, Polónia
Wright et al. 2016	FLOTAC®	Com detentor (n= 171)	1,2	Lancashire, Inglaterra
Xhaxhiu et al. 2011	Análise ao trato digestivo	Errantes (?) (n= 111)	64,9	Tirana, Albânia

\* - Estudos nos quais a espécie de ancilostomatídeo presente não foi identificada.

## Anexo XI – Modelo do questionário preenchido pelos detentores dos animais

Nome do Proprietário: \_\_\_\_\_

Nº Questionário: \_\_\_\_\_

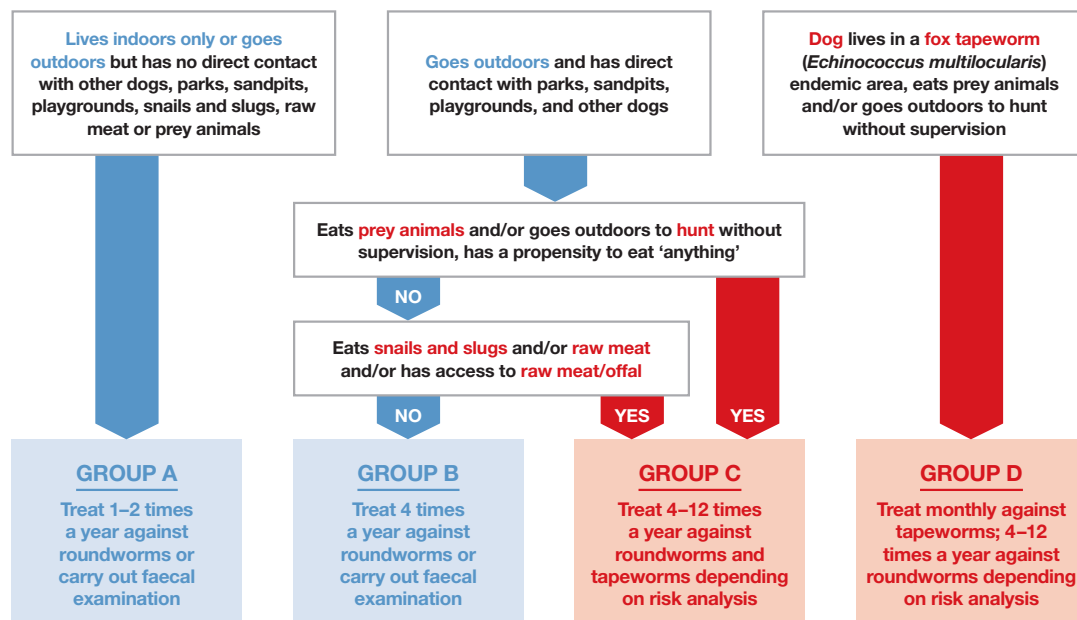
Nome da Exploração: \_\_\_\_\_

Contacto: \_\_\_\_\_

1. Tipo de exploração: ☐ Grandes Ruminantes ☐ Pequenos Ruminantes ☐ Equinos ☐ Outro  
Qual: \_\_\_\_\_
2. Nº cães: ☐ 1 - 2 ☐ 3 - 4 ☐ ≥ 5
3. Idade do cão: ☐ <1 ano ☐ 1-3 anos ☐ 3-6 anos ☐ 6-10 anos ☐ >10 anos
4. Género: ☐ Feminino ☐ Masculino Raça: \_\_\_\_\_
5. Tipo de cão: ☐ Companhia ☐ Trabalho ☐ Outro Qual: \_\_\_\_\_
6. Local de habitação do animal: ☐ Dentro de casa ☐ Quintal ☐ Canil Solitário ☐ Canil Comunitário ☐ Preso na exploração ☐ Solto na exploração ☐ Canil Municipal
7. Tipo de acesso ao exterior: ☐ Apenas passeios ☐ Quintal ☐ Dentro dos limites da habitação/exploração ☐ Fora dos limites da habitação/exploração ☐ Caçadas/Montarias ☐ Não tem acesso
8. O animal já ingeriu/ou ingere vísceras cruas: ☐ Sim ☐ Não
9. Tipo de desparasitação: ☐ Ambas ☐ Externa ☐ Interna ☐ Nenhuma
10. Nº cães desparasitados: ☐ 1 - 2 ☐ 3 - 4 ☐ ≥ 5
11. Qual(is) desparasitantes utiliza?
  - 11.1 Interno:  
☐ Advocate ☐ Cazitel Plus ☐ Drontal Plus Palatável ☐ Drontal Plus Flavour ☐ Duelmint ☐ Milbemax ☐ Nexgard Spectra ☐ Stronghold ☐ Telmin 20mg/ml ☐ Tenil Vet ☐ Zipyran Plus Sabor ☐ Outro  
Qual: \_\_\_\_\_
  - 11.2 Externo:  
☐ Activyl Tick ☐ Activyl Tick Plus ☐ Advantage ☐ Advantix ☐ Advocate ☐ Bravecto ☐ Capstar ☐ Comfortis ☐ Eliminal ☐ Frontline ☐ Frontline Plus ☐ Fullpet ☐ Nexgard ☐ Nexgard Spectra ☐ Preventic ☐ Program ☐ Pulvex ☐ Scalibor ☐ Seresto ☐ Simparica ☐ Stronghold ☐ Outro  
Qual: \_\_\_\_\_
12. Quando é que foi a última vez que desparasitou?  
☐ 1 mês ☐ 2 meses ☐ 3 – 6 meses ☐ 6 – 12 meses ☐ 1 - 2 anos ☐ > 2 anos
13. O(s) seu(s) cão(es) já foram diagnosticados com doença parasitária? ☐ Sim ☐ Não  
Se sim:  
☐ Babesiose ☐ Carraças ☐ Céstodes ☐ Demodicose ☐ Dirofilariose ☐ Hepatozoonose ☐ Leishmaniose ☐ Ténias/"Pevides de melão" ☐ Nemátodos/Lombrigas ☐ Piolhos ☐ Pulgas ☐ Sarna ☐ Outra  
Qual: \_\_\_\_\_
14. Se a resposta à pergunta anterior foi sim, o(s) seu(s) cão(es) ainda está a fazer tratamento? ☐ Sim ☐ Não  
Se sim, qual(is)?  
☐ Heartgard ☐ Leisguard ☐ Immiticide ☐ Imizol ☐ Milteforan ☐ Outros (ver pontos 11.1 e 11.2)  
Qual(is): \_\_\_\_\_

## Anexo XII – Esquema de desparasitação individual de cães de acordo com as linhas orientadoras da ESCCAP (ESCCAP 2020)

### Scheme for individual deworming of dogs



#### ADDITIONAL TREATMENTS FOR DOGS

Roundworms	
Puppies	From the age of 2 weeks, then every 14 days up to 2 weeks after weaning and then monthly treatments up to six months of age.
Pregnant bitches	To reduce transmission to the puppies, pregnant females can be given macrocyclic lactones on the 40th and 55th day of pregnancy or fenbendazole daily from the 40th day of pregnancy continuing to 2 days postpartum.
Lactating bitches	Should be treated concurrently with the first treatment of puppies (see above).
Dogs with increased risk of infection i.e. those used in sport, competitions, shows or those kept in kennels etc.	Two treatments: a maximum of 4 weeks before and 2–4 weeks after the event. For kennels: use planned deworming once a month or examine faecal samples every four weeks and treat according to findings.
Professional dogs i.e. therapy, rescue or police dogs	Depending on the risk assessment, use planned deworming once a month or examine faecal samples once a month and treat according to findings.
Dogs sharing homes with children below 5 years or immunocompromised individuals	Depending on the risk assessment, use planned deworming once a month or examine faecal samples once a month and treat according to findings.
Tapeworms	
Travel or import into/from endemic areas for <i>Echinococcus</i> spp.	Dogs with a high risk of infection should be treated 4 weeks after starting the trip, then every 4 weeks until 4 weeks after return. After importation, immediate examination and treatment is recommended.
Eats raw meat and/or offal, eats prey or goes hunting	Dogs should be tested every 2–3 months by faecal examination and treated accordingly to findings or dewormed every 6 weeks.
Flea or chewing lice infestation (as a vector for <i>Dipylidium</i> )	Once when the infestation is established.
Heartworm ( <i>Dirofilaria immitis</i> )*	
Dogs living in heartworm endemic areas (see Fig. 18)	Prophylactic larval treatment with macrocyclic lactones at monthly intervals during the mosquito season.
Travel or importation to/from endemic areas for heartworm	No later than 30 days after departure to 30 days after last possible travel date at monthly intervals.

- Deworming practices should always be on the advice of a veterinary professional. Regular coprological examination of faeces, as suggested in Groups A and B, is a good alternative to standard deworming advice.
- If the individual risk of an animal cannot be judged clearly, the animal should be examined or dewormed at least 4 times a year. Studies have shown that deworming 1–3 times a year does not provide sufficient protection. Deworming every 3 months does not necessarily eliminate patent infections.

\* Detailed information about heartworm infection in dogs and cats can be found in ESCCAP Guideline 5: Control of Vector-Borne Diseases in Dogs and Cats at [www.esccap.org](http://www.esccap.org)